HERB.

L'AGRONOMIE
TROPICALE

Extrait des nos 5-6
Sept.-Oct. et Nov.-Déc. 1956

LES *ROSELLINIA* DES CAFÉIERS EN OUBANGUI-CHARI

par

A. M. SACCAS

Chef du Laboratoire de Phytopathologie
de la Station Centrale de Boukoko (A. E. F.)

LES *ROSELLINIA* DES CAFÉIERS EN OUBANGUI-CHARI

par

A. M. SACCAS

Chef du Laboratoire de Phytopathologie
de la Station Centrale de Boukoko (A. E. F.)

INTRODUCTION

Le genre *Rosellinia*, appartenant aux Pyrénomycètes Sphériales de la famille des Xylariacées, fut créé par De Notaris en 1844 (Cenno Piren. Sfer., in *Giorn. Bot. Ital.* I, p. 334, et *in* Atti VI Riun. Scienz. Ital. p. 485 ; em. Ces. et De Not. *Schema*, p. 227 ; *Syll.* I, p. 252).

Il renferme de nombreuses espèces répandues dans les pays tempérés et surtout tropicaux, connues pour la plupart comme saprophytes vivant sur les débris en décomposition de plantes ligneuses et herbacées, dans les sols humides et ombragés ainsi qu'à leur surface. Certaines d'entre elles s'adaptent à la vie parasitaire et attaquent en général les sujets affaiblis ou porteurs de blessures, plus rarement les sujets vigoureux, provoquant le plus souvent une « pourriture noire ». Leur développement et leur extension sont particulièrement liés aux conditions du milieu. Ils sont favorisés dans les régions à pluviométrie élevée, à sols forestiers, humides, riches en humus, débris végétaux et vieilles souches, à sols argileux lourds et mal aérés. Les *Rosellinia* prolifèrent alors rapidement et peuvent devenir de dangereux parasites. Ils provoquent des altérations profondes dans les tissus des racines, du collet et de la tige des plantes atteintes. Leur développement étant généralement lent, celles-ci au cours de l'incubation ne présentent aucun indice de maladie. C'est au moment où le système radiculaire est en grande partie envahi que les symptômes externes se manifestent. Ils sont comparables à ceux que provoquent les autres pourridiés (*Leptoporus* (*Fomes*) *lignosus*, *Armillariella mellea*, etc...) et apparaissent le plus souvent pendant la saison sèche. Parfois, les premiers symptômes persistent longtemps et la mort ne survient qu'au cours d'une phase critique de la végétation.

La maladie se propage à partir d'un pied atteint ou d'un foyer quelconque par les filaments mycéliens agrégés en rhizomorphes et elle s'étend en « tache d'huile » autour d'un point primaire d'infection.

Généralement très polyphytes, les *Rosellinia* sont signalés comme parasites des plantes les plus variées : *Citrus*, *Theobroma*, *Coffea*, *Hevea*, *Thea*, *Cinchona*, *Persea*, *Mangifera*, *Anona*, *Musa*, *Pipper*, *Zingiber*, *Saccharum*, *Manihot*, *Colocasia*, *Dioscorea*, *Gossypium*, *Elaeis*, *Cocos*, *Artocarpus*, *Dryobalanops*, *Inga*, *Crotalaria*, *Indigofera*, *Tephrosia*, *Leucaena*, *Albizzia*, *Grevillea*, *Centrosema*, *Castilloa*, *Cajanus*, *Carya*, *Phyllantus*, *Maranta*, *Olea*, *Ficus*, *Vitis*, *Juglans*, *Amygdalus*, *Prunus*,

Malus, *Cerasus*, *Pirus*, *Persica*, *Pistacea*, *Acer*, *Quercus*, *Salix*, *Ulmus*, *Castanea*, *Acacia*, *Rosa*, *Hibiscus*, *Arum*, *Cyclamen*, *Viola*, *Genista*, *Begonia*, *Narcissus*, *Jasminum*, *Tulipa*, *Hyacinthus*, *Pittosporum*, *Beta*, *Cynara*, *Phaseolus*, *Solanum*, *Vicia*, *Linum*, *Fragaria*, *Ribes*, *Rubus*, etc..., et sont répandus dans le monde entier (France, Grande-Bretagne, Portugal, Açores, Espagne, Baléares, Suisse, Italie, Allemagne, Autriche, Roumanie, Tchécoslovaquie, Grèce, Chypre, U. R. S. S. ; Turquie, Irak, Indes, Ceylan, Malaisie, Indonésie, Philippines, Japon ; Erythrée, Kenya, Congo Belge ; Californie, Mexique, Guatemala, Cuba, Costa-Rica, Guadeloupe, Martinique, Sainte-Lucie, Saint-Vincent, Venezuela, Colombie, Brésil, Chili ; Nouvelle-Guinée, etc.).

En Afrique Equatoriale Française, nous avons observé des pourritures dues aux *Rosellinia* sur hévéa, palmier à huile, canne à sucre, manioc et plus particulièrement sur caféier dans les plantations établies après abattage de la forêt. Ils causent un pourcentage de mortalité moins élevé que les autres pourridiés. Jusqu'ici, dix espèces ont été relevées sur *Coffea excelsa* et *C. robusta* en Oubangui-Chari et sont l'objet de la présente étude. Parmi elles, *R. bunodes*, *R. necatrix*, *R. pepo* et *R. arcuata* sont de vrais parasites. Le comportement des autres espèces trouvées seulement sur bois mort doit être mis en évidence par une étude expérimentale.

* * *

I. — *Rosellinia bunodes* (Berk. et Br.) Sacc.

Rosellinia bunodes est une espèce très polyphyte, saprophyte ou parasite, très répandue dans les pays chauds. En Afrique Equatoriale Française, elle n'a été signalée jusqu'ici sur aucune plante. Nous l'avons observée pour la première fois à Boukoko (Oubangui-Chari) en 1954 sur un caféier *robusta* mort, portant les fructifications conidiennes et les périthèces du champignon. Depuis, le contrôle attentif des caféiers morts, dans diverses plantations de la Lobaye et du district d'Ouango, a révélé que la « pourriture noire » est fréquente et peut causer la mort des pieds atteints au même titre que les agents de pourridiés appartenant aux Basidiomycètes.

Ce champignon a été observé pour la première fois par Berkeley et Broome sur bois pourrissant provenant de Ceylan, puis par Saccardo (1882). Depuis, il fut reconnu sur de nombreuses plantes. En Europe, où il paraît peu fréquent, Petri (147) l'observait sur *Citrus* en Sicile en 1929. L'année suivante, Beaumont et Hodson (16) attribuaient provisoirement à *Rosellinia* ? *bunodes* une maladie rencontrée sur narcisse. Par contre, en Asie il constitue un dangereux parasite des plantes cultivées. En Malaisie, il était observé de 1921 à 1923 par South (167, 168) sur plantules de camphrier de Bornéo, puis par Thompson sur *Citrus* en 1936 (182). South (167) rapporte en 1921 que *R. bunodes* attaque aux Indes les plantes suivantes : *Litsea angustifolia*, *L. wightiana*, *Schleichera trijuga*, *Holigarna longifolia* et *Grevillea robusta*. Aux Indes Néerlandaises, d'après Bernard (22) et Petch (143), il causait de graves dégâts dans les vieilles plantations de théiers de Sumatra et Java, en 1923, ainsi qu'aux Indes où il était encore signalé par Subba Rao (177) en 1941. Depuis, et jusqu'en 1948, sa présence était observée dans les possessions hollandaises par Steinmann (171-174), Bally (9-11), Leefmans (102-104), Van Der Goot (195), Van Heusden (197), Kalis (95), Keuchenius (96), d'Angremond (50-51), De Jong (55) etc..., soit sur théier, soit sur hévéa, soit sur quinquina, avec attaques simultanées des plantes d'ombrage et de couverture : *Crotalaria*, *Erythrina*, *Indigofera*, *Leucaena*, *Tephrosia*, *Centrosema*, ou *Desmodium*. A Ceylan, Paul (141) remarqua pour la première fois, sur *Citrus*, un *Rosellinia* dont les symptômes observés sur les racines ressemblaient à ceux de *R. bunodes*. D'après Steinmann (172), le champignon sévissait sur *Tephrosia* en 1927 et, en 1937, Park (139) l'identifiait sur *Hevea* et *Artocarpus*. Aux Antilles, il est très répandu : en 1917, selon Nowell (133), *R. bunodes* se rencontrait à la Guadeloupe, Martinique, Dominique, Sainte-Lucie, Grenade, Saint-Vincent et était inconnu dans les autres îles à climat plus sec ; en 1922, le même auteur (135) l'observait sur cacaoyer dans l'île de la Trinité ; d'après South (*l. c.*), il était déjà signalé en 1921, aux Antilles, sur cacaoyer, limonier, *Castilloa*, camphrier, *Maranta* et sur de nombreux arbres de forêts ; en 1924, Stahel (169) relevait de graves dégâts dans les cacaoyères de Costa Rica dus à une maladie probablement identique à celle causée par *R. bunodes* à la Trinité ; Walters (207-210) l'observait sur les cacaoyers de Sainte-Lucie de 1924 à 1934, ainsi que sur *Erythrina* en 1931 (210) ; Smith (166) à la Jamaïque, en 1929, le signalait sur oranger, pamplemoussier, avocatier, bananier, igname, gingembre, *Colocasia*, et Larter (98) sur

roucouyer en 1938 ; à Porto-Rico, Tucker (188) le remarquait en 1929 sur des arbres de forêts primaires, ainsi que sur *Petiveria alliacea* et *Inga laurina* ; en 1933, Briant (29) rapportait qu'un *Rosellinia*, probablement *R. bunodes*, était signalé en 1891 sur *Maranta* cultivées sur des pentes sablonneuses et humides de Saint-Vincent ; en 1936, Fawcett (63) rapportait que *R. bunodes* et *R. pepo* causaient des dégâts dans les plantations de citronniers (*Citrus aurantifolia*) et que les orangers doux et acides (*C. sinensis* et *C. aurantium*) étaient également sensibles à ces maladies ; Waterston (213), en 1941, identifiait *R. bunodes* sur pamplemoussier et hibiscus de Grenade ; à Cuba, la maladie était signalée en 1952 sur cacaoyer (226). Au Mexique, Limon (105) la décelait sur le même hôte en 1945. Au Brésil, Weir (214) l'avait observée en 1926 sur racines d'hévéas et de cacaoyers dans la vallée de l'Amazone et Viegas (202), en 1955, sur manioc dans le Sud. Elle fut également reconnue sur *Phyllantus* au Congo Belge, en 1948 (224). D'après Roger (161), elle fut identifiée sur cotonnier.

Sur caféiers, *Rosellinia bunodes* a été observé par de nombreux auteurs. Dans le Sud de l'Inde, South (*l. c.*) le signalait en 1921 et De Jong (57) en 1953 sur jeunes plantules du Nilgiri-Wynaad. Aux Indes Néerlandaises, Steinmann (171) et Van Overeem (198) mentionnent, en 1924, la présence d'un *Rosellinia* qu'ils rapportent avec réserve à l'espèce *bunodes* étant donné l'absence de fructifications ; en 1929-31, Bally (10-12) qui observa des périthèces, le considère responsable de graves dégâts, en particulier dans les plantations de *C. robusta* et *C. arabica* nouvellement défrichées et établies sur sols peu acides ; l'auteur le classe parmi les parasites les plus importants du caféier avec *Fomes lamaoensis* et *Xylaria Thwaitesii* ; en 1937, Van Heusden (*l. c.*) le citait comme demeurant un parasite grave. En Malaisie, d'après Thompson (181), un *Rosellinia*, supposé *R. bunodes*, a été observé en 1934. A Porto-Rico, il fut reconnu successivement par Toro en 1925 (184), Tucker en 1927 et 1929 (187, 188) qui note des dégâts très importants dans les plantations à sols riches en matières organiques et très humides, Alvarez Garcia (4,5) qui, en 1945, attribuait les pertes élevées de récolte à la présence de la pourriture noire.

En Colombie, Chardon (37) isolait en 1927, à partir de racines de caféiers, un champignon dont les caractères morphologiques étaient identiques à ceux du *Dematophora* (stade conidien de *Rosellinia* ? *bunodes*) décrit par Fawcett (62) sur l'échantillon du Guatemala ; selon Chardon, la maladie est dangereuse, surtout dans les plantations anciennes et négligées. Elle fut également observée à la Jamaïque par Smith en 1927 et 1928 (165, 166). Au Pérou, Abbott (1) la considérait en 1929 comme une affection très grave des caféiers, de même que Crandall et Javier Dieguez (44), en 1948. Tout récemment, Stehle (170) signalait sa présence aux Caraïbes et Crandall et Arillaga (43) au Salvador. En Oubangui-Chari, nous avons observé fréquemment *R. bunodes* sur *Coffea canephora* var. *robusta*. Sur *C. excelsa*, nous n'avons relevé que deux cas de mortalité tandis qu'à plusieurs reprises, nous constations la présence du champignon sur bois pourrissant de cette espèce.

Symptômes

Rosellinia bunodes s'attaque aux racines, collet et base de la tige des caféiers à tous les stades de leur croissance, provoquant des altérations profondes des tissus envahis, suivies de la mort, à plus ou moins longue échéance, des sujets atteints. Au début de l'infection, ceux-ci ne présentent aucun symptôme externe permettant de deviner la présence du parasite. Puis, brutalement, la végétation s'arrête, un jaunissement internervaire diffus apparaît et se généralise sur les feuilles qui, devenues flasques, pendent vers le sol, brunissent, noircissent au bout de quelques jours et tombent en masse. Les jeunes pousses noircissent à leur tour, se dessèchent et l'arbre meurt. Entre l'apparition des premiers symptômes et ce dernier stade, il peut s'écouler de quinze jours à trois mois environ. En général, l'évolution de la maladie est lente, comme dans le cas des autres pourridiés, et elle est liée à plusieurs facteurs. Rapide, quand la maladie survient pendant la saison sèche ou au cours d'une période critique de végétation, pendant laquelle les besoins en eau de la plante sont élevés — floraison ou fructification abondantes, par exemple —, elle est par contre lente si elle se manifeste pendant la saison des pluies, l'évaporation de la plante étant alors très réduite. L'évolution et l'action du parasite sur la plante-hôte sont d'autant plus rapides que les conditions du milieu sont plus favorables. Il en est ainsi, par exemple, dans les sols riches en matières organiques, humides et ombragés. Elles sont liées également à l'âge et à la vigueur du caféier atteint : la mort survient plus lentement chez un sujet âgé et vigoureux, qui possède un système radiculaire bien développé, que chez un jeune plant dont les racines peu nombreuses sont rapidement envahies, ou chez un sujet affaibli qui réagit mal vis-à-vis du parasite.

Les racines latérales, le pivot et le collet d'un caféier mort récemment, sont profondément altérés. Leur surface est couverte de nombreux filaments rhizomorphiques blanc grisâtre, de 0,2-0,5 mm de diamètre, étroitement ramifiés en un réseau plus ou moins dense, qui, en vieillissant, deviennent brunâtres, puis noirs, à l'intérieur blancs, et forment des nœuds de place en place. Ils constituent de véritables plaques mycéliennes au début blanchâtres, puis noires à reflet légèrement pourpre, qui entourent les racines, le collet et la base de la tige, parfois sur une dizaine de centimètres, d'un épais manchon. Les filaments rhizomorphiques traversent l'écorce des racines, qui devient spongieuse et cassante et, entre l'écorce et le bois, ils se ramifient en filaments arachnoïdes, qui pénètrent profondément à l'intérieur de ce dernier et cheminent dans le cylindre central en suivant les rayons médullaires. En examinant attentivement l'écorce, on observe les traînées noirâtres bien caractéristiques de l'espèce *R. bunodes* à la limite du bois. La surface des racines et du collet paraît noire, profondément crevassée et porte de petits amas de terre mêlée aux filaments rhizomorphiques.

Une coupe transversale dans le bois des racines et à proximité du collet permet de voir des traînées noires, radiales, qui correspondent aux cordons mycéliens qui ont envahi, de préférence, les rayons médullaires. Les hyphes, au début hyalines puis brun noirâtre, atteignent également les vaisseaux du bois. Les mêmes traînées noires, verticales, ainsi que des points noirs donnant au bois un aspect moucheté, sont observés dans des sections longitudinales du bois des racines.

Le contrôle de caféiers manifestant les premiers symptômes montre que seules sont tuées les racines latérales superficielles qui sont couvertes, de même que la surface du collet, de filaments blanchâtres et de cordons rhizomorphiques noirs. Les racines plus profondes et le pivot principal paraissent sains. La mort survient quand le champignon a atteint le cambium et envahi tout le système radiculaire.

D'après South (167), l'affection se caractérise sur camphrier de Bornéo par la présence d'un feutrage noir mycélien sur les racines et le collet, qui peut s'étendre jusqu'à 30 cm sur la tige des arbres morts. Le mycélium périphérique est gris fumé et les hyphes claires, à aspect arachnéen ; au-dessous, le mycélium est plus dense et devient vert olive foncé, puis violacé dans les parties âgées. Dans les lieux humides, le mycélium le plus âgé forme une masse de conidiophores noirs, pelotonnés, hirsutes, faisant saillie à angle droit sur la tige. En mûrissant, les sommets des conidiophores sont ramifiés et portent de petites conidies hyalines, blanches, qui donnent un aspect gris ou blanchâtre à la surface. Plus tard, dans des terres sablonneuses et humides, les périthèces se développent à la base de la tige au-dessus du sol.

Bally (12) décrit ainsi les symptômes de la maladie sur les caféiers *robusta* de Java : les feuilles se flétrissent et brunissent, la mort totale survient au bout de quatorze jours. Le champignon est nettement visible à la base du tronc sous forme de filaments d'abord gris pâle, puis noirs à maturité. Au début de l'attaque, la base du tronc, le collet et la base des racines secondaires présentent des altérations tandis que les racines plus profondes sont saines, ce qui rend vraisemblable la propagation de l'infection par la région du collet. A quelque distance du sol, l'écorce du tronc est partiellement pourrie ; au-dessus de cette zone se forme un cal. Un examen attentif de l'écorce permet de voir des traînées noirâtres à la limite du bois, caractéristiques de l'espèce *bunodes*, la seule rencontrée jusque là sur caféier à Java, alors que *R. arcuata*, parasite sur théier, produit des cordonnets blancs en forme de petites étoiles. En coupant longitudinalement une racine, on observe dans le bois des cordons noirs. En section transversale, ils ont nettement une disposition radiale et ce sont les rayons médullaires les plus touchés. A un stade avancé, ils sont noir foncé et leur aspect rappelle celui des cordons du *Xylaria*. Le jeune mycélium, nettement visible à la base des racines secondaires et qui s'étend vers le haut, est de couleur blanc grisâtre. C'est à ce fait que Rant (155) fait allusion en parlant du « pourridié gris du quinquina ».

Alvarez Garcia (5), étudiant la maladie sur le même hôte à Porto-Rico, caractérise ainsi ses symptômes : dans les champs, les feuilles des plantes atteintes présentent tout d'abord une chlorose interveinale qui s'étend graduellement ou rapidement, puis brunissent, meurent et tombent. L'arbre entier se dessèche, la base du tronc et les racines portent une détérioration corticale avancée avec noircissement des parties affectées. En décortiquant les tiges, on distingue des bandes vasculaires noires, verticales et transversales. En serre, les plantules présentent des symptômes identiques. Le parasite progresse dans les tissus et monte jusqu'aux feuilles qui sont quelquefois envahies également. Les éléments vasculaires, en particulier les vaisseaux du bois, sont nécrosés, certains sont agrandis et d'autres emplis d'une substance ocre, mais aucune pénétration mycélienne n'a été observée.

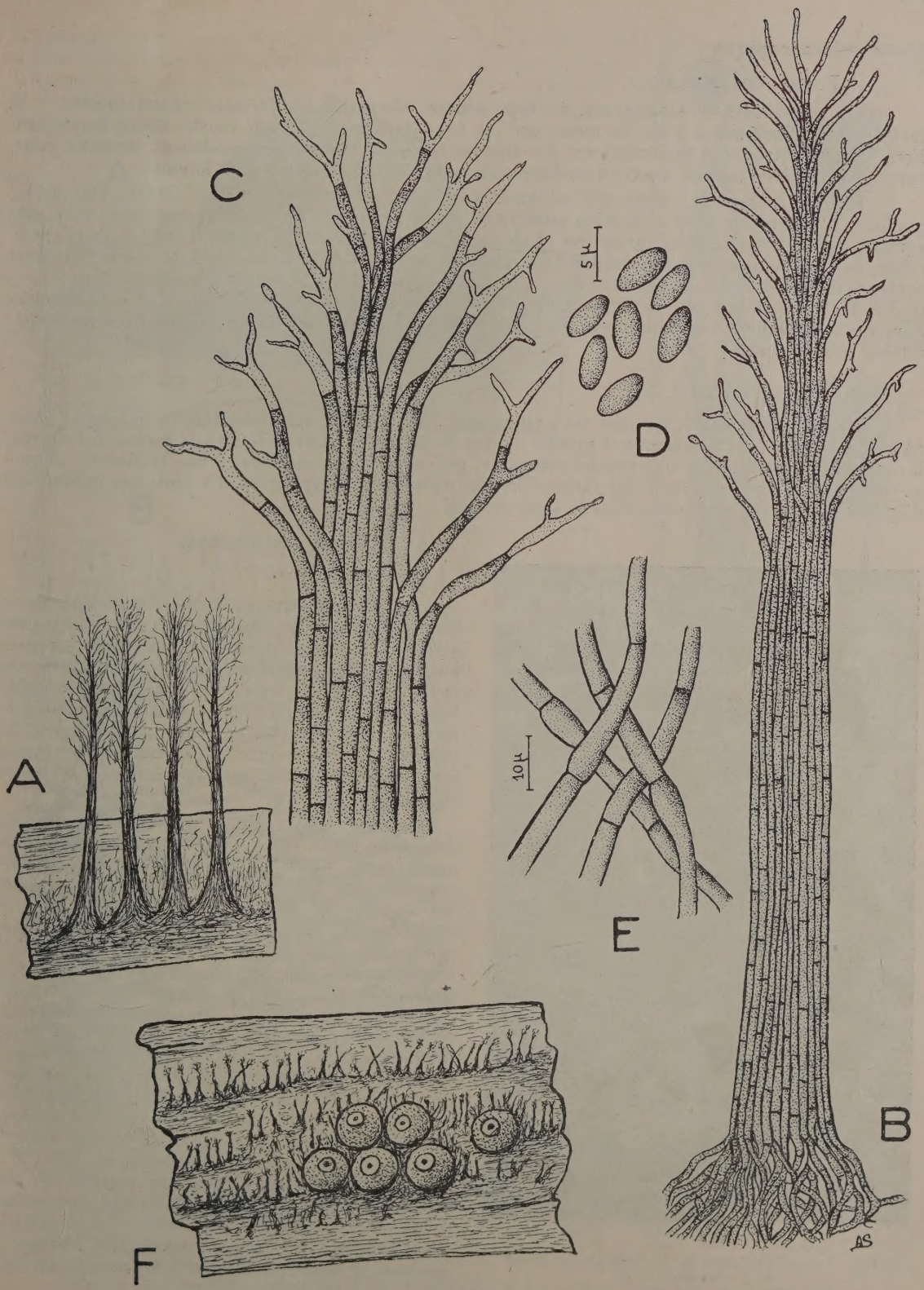

FIG. 2. — Forme conidienne de *Rosellinia bunodes*. A : Aspect général des corémies du genre *Graphium*. B : Corémie fortement grossie. C : Son extrémité conidifère. D : Conidies. E : Mycélium. F : Forme conidienne et ascosporée.

Etude microscopique

1) Forme conidienne.

Les fructifications conidiennes, du type général *Graphium*, se forment abondamment à la surface des racines mises à nu, de même qu'à la base des tiges des pieds morts depuis longtemps. Nous les avons trouvées également sur des fragments de racines, tiges, branches et rameaux pourrissants de caféiers, tombés à terre dans les plantations touffues, ombragées et humides.

Elles se présentent comme des colonnettes dressées, mesurant 1-3 mm × 30-60 μ (fig. 2, A), qui forment des corémies de coloration grisâtre au début, puis brun noirâtre, composées de filaments agrégés, de 3-5 μ de diamètre, brunâtres et cloisonnés transversalement (fig. 2, B et C). A leurs extrémités, ils s'épanouissent en se ramifiant latéralement, donnant ainsi naissance à de courts filaments porteurs de conidies terminales hyalines, unicellulaires, ovoïdes à oblongues, mesurant 4-6 × 2 μ (fig. 2, D). Les conidies, qui se forment abondamment surtout en saison des pluies et dans les lieux humides se détachent très facilement des conidiophores, ce qui explique leur rareté dans les préparations microscopiques.

2) Mycélium (fig. 2, E).

Le mycélium de *R. bunodes* est cylindrique, très ramifié, cloisonné transversalement, brunâtre à brun foncé en vieillissant et mesure 3,5-6 μ de diamètre. Libre et lâche à la surface du stroma, il constitue en profondeur une couche compacte, qui, avec l'âge, ressemble à une croûte. Ce stroma au début brun roux, puis noir, est formé d'hyphes densément agglomérées. De plusieurs millimètres d'épaisseur, il prend naissance dans le tissu cortical.

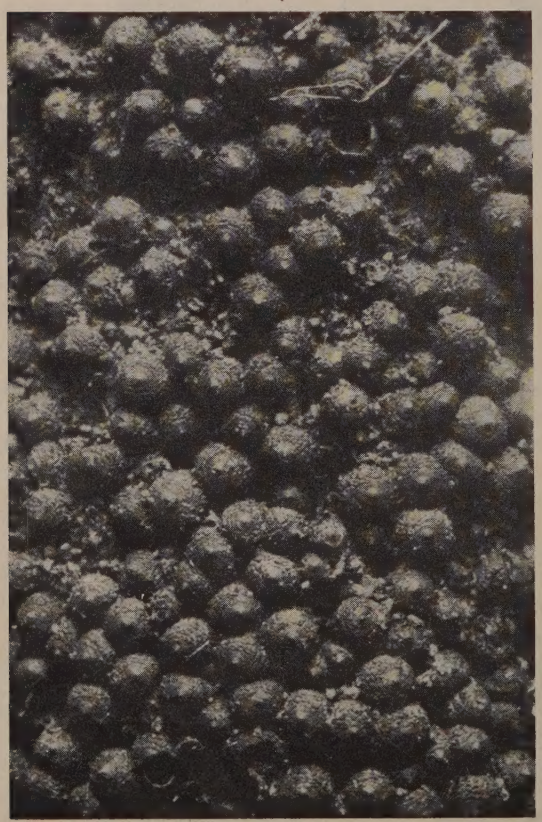

Fig. 3. — Périthèces de *R. bunodes* sur collet de *C. robusta* (× 5).

3) Forme ascosporée.

A) Périthèces.

Plus rares que la forme conidienne, ils se forment sur le collet et les racines mises à nu ainsi que sur la base des tiges des caféiers morts depuis longtemps de la maladie. Nous les avons trouvés également à plusieurs reprises, dans des localités humides d'Oubangui-Chari, sur des fragments de racines, tiges, branches et rameaux pourrissants de caféiers, tombés à terre. Ils succèdent à la forme conidienne et souvent les deux formes coexistent (fig. 2, F.).

Densément grégaires, rarement isolés (fig. 3), ils sont au début enfoncés dans un subiculum brun roux foncé, compact, soyeux en surface, accompagnés de fructifications conidiennes, puis presque libres, enfoncés seulement par leur base dans le stroma noir d'origine profonde. Globuleux, presque sphériques, à subglobuleux, à parois latérales parfois légèrement comprimées, ils sont noirs, glabres, rugueux au toucher, coriaces et cassants et mesurent 1,5-2,5, rarement 3 mm de diamètre. Sauf autour de l'ostiole, leur surface est ornée de nombreuses verrues, vaguement pyramidales et disposées concentriquement (fig. 4, A). L'ostiole est conique, légèrement comprimé, papilleux, entouré d'une zone noire, lisse et brillante. Leur paroi est épaisse, compacte et noire, formée de deux couches distinctes (fig. 4, B). La couche externe, de 120-150 μ d'épaisseur, sauf au niveau des verrues, où elle atteint 200-250 μ, est constituée de plusieurs assises de cellules superposées, difficilement perceptibles, polyédriques et allongées, à membranes fortement épaissies et noires, à lumière très réduite surtout

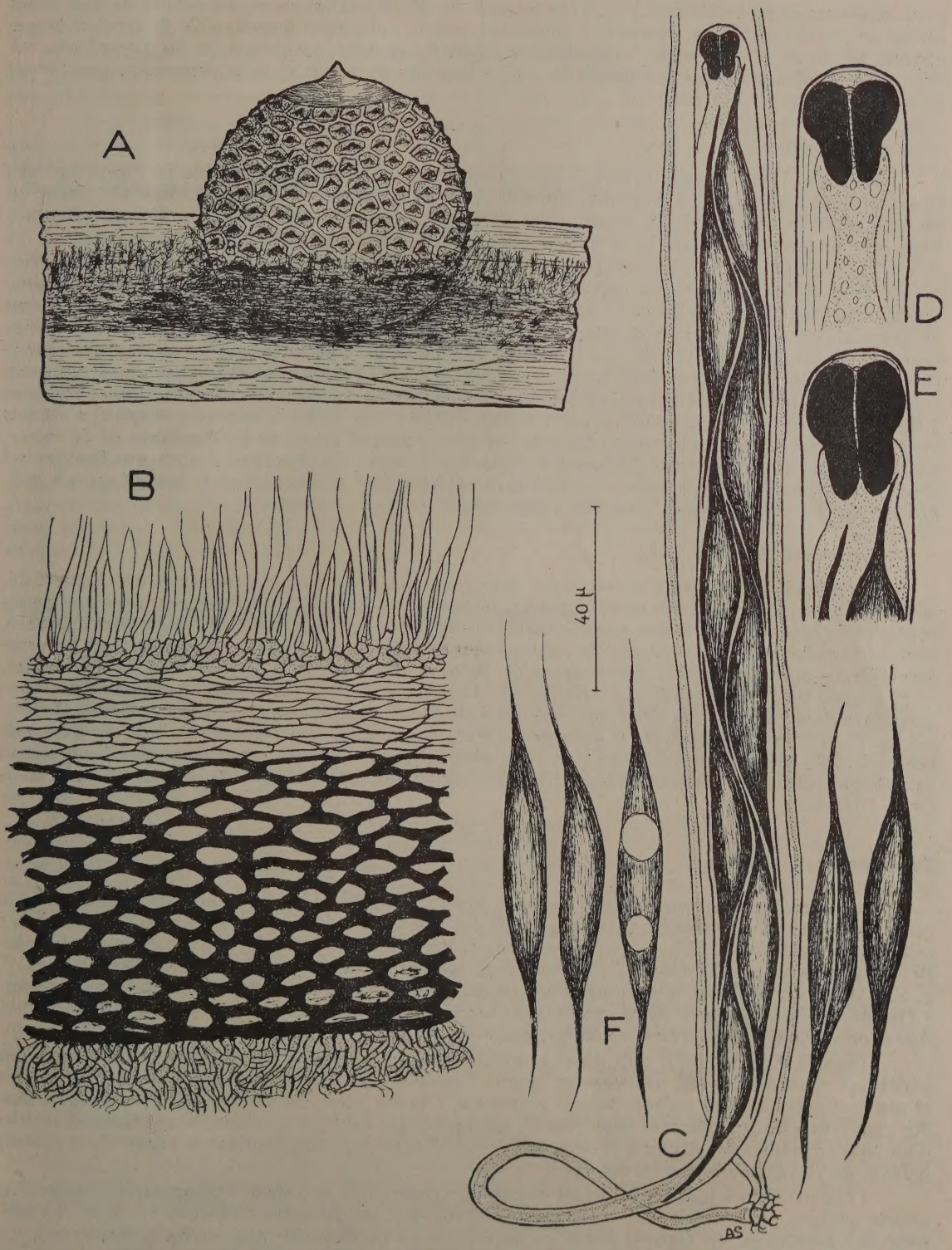

FIG. 4. — A : Aspect verruqueux d'un périthèce de *R. bunodes*. B : Structure de sa paroi vue en coupe. C : Asque et paraphyses. D : Appareil apical d'un asque jeune. E : Appareil apical d'un asque mûr. F : Ascospores.

pour les assises les plus externes. La couche interne, de 15-20 μ d'épaisseur, est formée de huit à dix assises de cellules allongées, aplaties, à membrane mince, faiblement brunâtre. De la dernière assise, sortent des filaments à contour irrégulier sur lesquels naissent les asques et les paraphyses. Ce tissu pseudocellulaire ascigène remonte les parois latérales du périthèce pour disparaître presque au niveau de la base de l'ostiole.

B) Asques.

Hyalins, à membrane (tunique) mince, apparemment plus épaisse dans la région apicale, ils sont cylindriques, droits à flexueux, 280-400 × 10-12 μ, à apex arrondi et leur base se termine en un long pédicelle (fig. 4, C). De nombreuses paraphyses filiformes, continues, incolores, à sommet libre, plus longues que les asques accompagnent ceux-ci. Elles mesurent 2-2,5 μ de diamètre.

Les asques sont octosporés et les ascospores disposées sur un seul rang le long de la cavité ascale. Parfois, on rencontre des asques anormaux contenant quatre à six ascospores. Leur appareil apical, bien visible dans les asques jeunes et à ascospores mûres, est à réaction amyloïde. Il est formé de deux anneaux apicaux bien développés, dont l'inférieur occupe la presque totalité de la chambre sous-apicale, qui est bourrée de nombreuses gouttelettes lipidiques lorsque les asques sont jeunes (fig. 4, D). L'ensemble de ces deux anneaux a l'aspect d'un « bouchon de champagne perforé », selon l'expression employée par Chadefaud (36) dans son étude très approfondie sur les asques, publiée en 1942. Sous la calotte, le coussinet apical est bien distinct (fig. 4, E). L'anneau périapical n'est pas visible, mais on devine sa présence. La structure de l'appareil apical de ce *Rosellinia* est la même, dans l'ensemble, que celle des Xylariacées typiques. D'après Chadefaud, il n'est pas fonctionnel et ne prépare aucunement la déhiscence de l'asque, la libération des ascospores se faisant après la gélification des parois de l'asque qui a lieu généralement dès leur maturité.

C) Ascospores (fig. 4, F).

Jeunes, elles sont hyalines avec une à deux gouttelettes lipidiques, rarement trois. A maturité, elles deviennent brunes à brun noir fuligineux, opaques, non guttulées ou, rarement, avec une grosse gouttelette réfringente. Grandes, unicellulaires, fusiformes à lancéolées, droites à légèrement courbes, parfois inéquilatérales, aux extrémités pointues qui se prolongent chacune par un filament filiforme très effilé, de même coloration que la spore et qui peut atteindre 18 à 35 μ de long, elles mesurent, — y compris les deux appendices —, 80-120 × 8-12 (Moy. : 110×9,6) μ. Elles sont munies d'un sillon germinatif longitudinal très étroit, perceptible quand elles sont mûres et pouvant mesurer 45-50× 1-1,5 μ. Placées en goutte pendante dans de l'eau glucosée à 2 %, elles germent au bout de six à huit heures à 27°C. en donnant naissance à un tube germinatif qui s'allonge rapidement. Sur le mycélium cylindrique, cloisonné transversalement, incolore au début, apparaissent de nombreuses ramifications latérales.

Taxonomie

Les caractères microscopiques de cette Sphériale Xylariacée correspondent bien à ceux du genre *Rosellinia* De Notaris. Ce champignon fut tout d'abord décrit par Berkeley et Broome sous le nom de *Sphaeria* (*Byssisedœ*) *bunodes* (*Fungi* of *Ceylon*, n. 1088, t. VIII, fig. 38) sur bois pourrissant provenant de Peradeniya (Ceylan), puis par Saccardo comme *Rosellinia bunodes* (*Syll.* I, p. 254, 1882). La diagnose donnée par l'auteur est très succincte et ne permet aucune comparaison : « Périthèces grands, 2 mm diam., globuleux, verruqueux, prenant naissance sur un stroma mince. Ascospores grandes, fusiformes, allongées, apiculées, multinucléées ».

D'après South (167), qui observa cette importante maladie sur camphrier de Bornéo, les périthèces sont sphériques, verruqueux, noirs, d'environ 1,6 mm de diamètre, étroitement serrés et souvent partiellement enfouis dans le mycélium. Chacun porte, au centre, une petite papille lisse par l'ouverture de laquelle sont expulsées les ascospores qui sont noires, dures, naviculaires et munies d'un long appendice fin et noir à chaque extrémité. Bally (10, 12), étudiant le parasite sur caféiers à Java, décrit ainsi la forme ascosporée :

« Les périthèces mûrs ont l'aspect de capsules sphériques, noirâtres, verruqueuses, munies d'un ostiole quelque peu saillant. Les exemplaires adultes ont un diamètre d'environ 1,5 mm. A l'intérieur des périthèces, on trouve, outre les asques, de longs filaments très grêles (paraphyses), qui naissent entre les asques. Ceux-ci mesurent 400×12-15 μ et renferment huit ascospores. Les spores

mûres sont noir foncé, fusiformes, de 80-110×7-12 μ, avec les extrémités pointues, filiformes, pouvant atteindre 25 μ de long ».

La dimension des périthèces à surface finement verruqueuse de *R. bunodes* sur théier donnée par Steinmann (172) est identique à celle de Bally. La description de la même forme trouvée à la base de troncs de cacaoyers par Briton-Jones en 1934 (30) est la suivante :

« Les périthèces sont des corps sphériques noirs densément couverts de projections verruqueuses et qui mesurent 1,6 mm de diamètre. Chacun porte au sommet une petite papille avec, au centre, un ostiole à travers lequel s'échappent les ascospores. Celles-ci sont dures, noires et munies à chaque extrémité d'un long et fin appendice. Les asques sont octosporés ».

Citons enfin les caractéristiques plus complètes de Nowell (133), que rapporte Fawcett en 1936 (63) qui, de son côté, observa *R. bunodes* sur *Citrus* aux Antilles Britanniques :

« Périthèces densément groupés, incrustés tout d'abord dans un mycélium brun pourpre, superficiels, noir brunâtre, globuleux, jusqu'à 1,6 mm de diamètre, carbonacés, portant des verrues quelque peu pyramidales, disposées plus ou moins concentriquement, ostiole légèrement papilleux, quelquefois non proéminent, membrane périthéciale mince, 0,1 mm d'épaisseur environ, fragile, noire à l'intérieur. Asques 285-357 μ de longueur. Spores de dimensions variables, 80-110×7-12 μ, exsudées dans d'étroits filaments sans beaucoup d'adhésion, cymbiformes ou parfois lancéolées, noir brunâtre, opaques, aux extrémités pointues et prolongées par une queue ressemblant à un filament qui, dans les plus grandes spores, peut atteindre 25 μ de longueur ».

La comparaison de la forme et des dimensions des périthèces, asques et ascospores données par les différents auteurs à celles que nous avons exposées ne met en évidence que des différences dans les dimensions des périthèces (1,5-2,5 mm sur *Coffea* en A. E. F., au lieu de 1,5-2), les asques ainsi que les ascospores, munies d'un appendice filiforme à chaque extrémité, étant approximativement identiques. Nous en concluons que l'espèce étudiée en Oubangui-Chari sur *C. robusta* et *C. excelsa* est bien *Rosellinia bunodes* (B. et Br.) Sacc.

Propagation du champignon. Pénétration du parasite

La propagation du champignon se fait :

1° Par les conidies du type *Graphium* et par les ascospores des périthèces. Elles se forment abondamment sur les racines découvertes et la base des tiges des caféiers morts depuis longtemps de la maladie. Nous avons également trouvé à plusieurs reprises des corémies et des périthèces sur des fragments de racines, tiges, branches et brindilles de caféiers et autres plantes ligneuses, tombés à terre et en voie de décomposition, dans les lieux humides et ombragés particulièrement favorables au développement du champignon.

Bally (12) suggérait que vraisemblablement, d'après ses propres expériences, l'infection se transmet principalement par les spores dont les lieux d'élection sont soit le collet, soit les racines superficielles. Cet auteur avait aussi constaté que les débris, pourrissant à la suite de sarclages plantes de couverture et d'engrais verts, séjournant dans les couches superficielles du sol au voisinage d'un caféier attaqué, renferment des filaments du champignon et qu'il s'y forme de nombreux périthèces et fructifications conidiennes constituant ainsi de nouvelles sources d'infection.

2° Par les filaments mycéliens agrégés en rhizomorphes, qui ont l'aspect de radicelles et se forment en abondance sur les racines des caféiers affectés ainsi que sur les plantes de couverture, et, dans les plantations nouvellement établies sur des défrichements forestiers, sur les anciennes souches de plantes ligneuses qui servent alors de support de vie saprophytique au champignon. Celui-ci, circulant dans le sol rencontre les racines superficielles des caféiers, surtout dans les plantations à faibles écartements, s'y installe et provoque l'infection qui se propage ainsi en tache d'huile autour d'un point primaire d'attaque.

La pathogénéité de *R. bunodes* à l'égard de diverses plantes cultivées, de couverture et d'ombrage, a été reconnue par plusieurs auteurs, notamment par Nowell (133, 136) et Fawcett (63) sur *Citrus*, par Bally (11) et Alvarez Garcia (5) sur *Coffea*, par Smith (166) sur jeunes plantules de pamplemoussiers et de caféiers, par Briton-Jones (30) sur *Theobroma cacao*. Dans les plantations de caféiers de la Lobaye, nous avons observé de nombreux cas de parasitisme.

Comme tous les *Rosellinia* parasites, *R. bunodes*, parasite de faiblesse ou de blessure, peut également attaquer les caféiers vigoureux indemnes. En général, il pénètre directement les tissus des

caféiers souffreteux qui réagissent mal à son attaque, ou il s'infiltre dans les tissus des pieds vigoureux au niveau d'une plaie ou d'un traumatisme quelconque des racines superficielles ou du collet.

Dégâts et moyens de lutte

R. bunodes est, parmi les *Rosellinia* parasites, le plus répandu dans les plantations de caféiers de l'Oubangui-Chari, sans causer toutefois des dégâts aussi fréquents que les autres pourridiés, *Leptoporus* (*Fomes*) *lignosus* et *Armillariella mellea*, par exemple. Des contrôles effectués dans quelques vieilles plantations, établies sur sols forestiers non entièrement essouchés, ont permis de noter que *R. bunodes* est responsable de 12 à 17 % de la mortalité totale entraînée par les attaques de pourridiés. Un comptage, réalisé dans une parcelle de 6 ha de *C. robusta* âgés de trois et quatre ans à Boukoko, établie dans les mêmes conditions que précédemment, a permis de relever 14 % d'attaque de *R. bunodes* sur l'ensemble des caféiers atteints par les pourridiés et ainsi répartis : *Armillariella mellea* 36 % ; *Leptoporus* (*Fomes*) *lignosus*, 31 % ; *Fomes lamaoensis*, 12 % ; *Ganoderma pseudoferreum*, 7 %.

Le même contrôle, effectué dans deux parcelles d'un hectare chacune environ de caféiers de quatorze ans, a donné les chiffres suivants de dégâts par rapport à la mortalité totale due aux pourridiés : *Leptoporus* (*Fomes*) *lignosus*, 42 % ; *Armillariella mellea*, 33 % ; *Ganoderma pseudoferreum*, 19 %; *Rosellinia bunodes*, 6 %.

Dans une plantation européenne de 37 hectares, touffue et humide, à sol couvert de nombreux débris végétaux, portant des caféiers âgés de dix-sept ans, nous avons relevé 29 % d'arbres atteints ou morts d'*Armillariella mellea* par rapport à l'attaque totale des pourridiés ; *Leptoporus* (*Fomes*) *lignosus* : 22 % ; *Rosellinia bunodes* : 17 % ; *Fomes lamaoensis* : 14 % ; *Ganoderma pseudoferreum* : 11 % ; *Rosellinia necatrix* : 3 % ; *Rosellinia pepo* : 3 % ; *Rosellinia arcuata* : 1 %, la présence de périthèces ayant été observée sur les pieds atteints par les quatre *Rosellinia*.

Ces résultats montrent que le danger d'infection par les *Rosellinia* est grand dans les plantations établies sur sols de forêt, incomplètement ou non essouchés. De même dans les plantations touffues, mal aérées, riches en débris végétaux et humides qui offrent aux pourridiés toutes les conditions favorables à leur installation. En 1949, Steyaert (175), en se basant sur les propriétés biologiques de certains de ces parasites, a essayé d'expliquer valablement leur extension. Selon cet auteur, la composition des racines, et en particulier leur richesse en hydrates de carbone, aurait une grande influence sur leur sensibilité vis-à-vis des champignons lignicoles souterrains. Il conclut donc que les souches dépourvues de matières amylacées de réserve sont immunes aux pourridiés. En forêt, un arbre qui meurt naturellement passe d'abord par un long stade de décrépitude au cours duquel les réserves radiculaires sont graduellement épuisées : il n'est donc pas un terrain favorable aux pourridiés. De son côté, Leach (100) avait établi également une relation entre la présence de matières amylacées de réserve contenues dans les souches et les attaques d'*Armillariella mellea*. Steyaert émet l'hypothèse que, lorsque les arbres sont vivants, il existe peut-être des substances antagonistes et fongistatiques produites soit par les racines des phanérogames, soit par les bactéries du sol. Le brusque abattage de la forêt détruit cet équilibre et des infections, jusque-là peu étendues et latentes, deviennent actives. Pour réduire les risques de pourridiés dans les plantations établies sur un sol de forêt récemment défriché, l'auteur conseille : soit d'effectuer un essouchage aussi parfait que possible, soit de retarder la plantation d'autant d'années qu'il faut pour arriver à la complète désagrégation des matières ligneuses dans le sol, soit d'occuper le terrain pendant un certain temps après l'abattage avec des cultures annuelles, avant de commencer la culture arbustive ; mais ces procédés présentent des inconvénients à la fois économiques et pédologiques. Steyaert préconise également une méthode intermédiaire : l'abattage immédiat serait remplacé par une réduction progressive de la forêt et la plantation serait d'abord effectuée en layons. Le sous-bois serait progressivement rabattu pour en arriver à une couverture de recrû. Il conseille encore, pour neutraliser les matières ligneuses et éviter l'installation des pourridiés, d'empoisonner les arbres soit avec l'arsénite de sodium, soit avec les composés de l'acide 2-4 dichlorophénoxyacétique. Ces produits modifient les échanges respiratoires des plantes herbacées sur lesquelles ils ont été appliqués, entraînant un appauvrissement très sensible des matières amylacées.

L'importance des pourridiés est fonction de la quantité de bois mort enfoui dans le sol. En 1932, Napper (125), à la suite d'un essai comparatif d'essouchement et de non-essouchement, se montrait partisan de ce dernier procédé. Steyaert explique cette anomalie, par le fait que : « les opérations d'essouchement n'atteignent jamais la perfection ; de plus, les labours ultérieurs ont

tendance non seulement à distribuer uniformément le bois moribond, mais aussi à aérer le sol, aération qui permet au bois contaminé d'être le siège d'un développement mycélien vigoureux. Dès l'épuisement des matières nutritives que représente cette matière ligneuse, les pourridiés cessent de se développer. L'interprétation de Napper n'est pas, à mon sens, correcte. La mienne est qu'en cas de non-essouchement, les foyers latents de pourridiés ne sont pas dérangés, ni le sol aéré. Le développement des pourridiés est plus lent au départ, mais se renforce en quantité et en virulence au cours des années ».

De ces considérations générales, nous dégageons les méthodes de lutte suivantes contre l'ensemble des pourridiés et contre les *Rosellinia* en particulier.

Lutte préventive

La pénétration du parasite étant facilitée par la présence de blessures sur les racines superficielles et le collet, il est nécessaire de prendre toutes précautions utiles pour les éviter au cours des opérations culturales (binages, sarclages, etc...). Toute plaie accidentelle ou volontaire (taille, égourmandage, recépage) sera désinfectée avec une solution de sulfate de cuivre à 5 % ou de sulfate de fer à 10 % et obturée avec du goudron de Norvège ou du mastic à greffer. Au moment de la mise en place des jeunes caféiers, il faut veiller à ce que les racines soient bien étalées : toute mauvaise disposition du système radiculaire (pivot retourné, racines emmêlées ou en paquet), ayant pour conséquence le développement défectueux et l'affaiblissement de la plante, est une condition favorable aux attaques de *Rosellinia* et autres pourridiés.

Nous avons vu que *R. bunodes*, très polyphage, peut s'adapter à la vie saprophytique aussi bien sur fragments de racines, tiges et branches de caféiers tombés à terre que sur n'importe quel débris ligneux. Il est donc indispensable de maintenir les plantations aussi propres que possible, surtout dans les lieux humides, de débarrasser la surface du sol de tous les débris végétaux morts et de toutes les mauvaises herbes pour faciliter la pénétration du soleil et la libre circulation de l'air, facteurs néfastes au développement des *Rosellinia*, et de drainer les sols trop humides s'il y a lieu. Petch (143) conseille non seulement le ramassage de tous les débris couvrant le sol autour des arbres et qui, au contact ou à proximité du collet, peuvent leur communiquer la maladie par les filaments rhizomorphiques, mais aussi leur incinération.

Le moyen préventif idéal consisterait en la suppression de toutes les souches dans les terrains récemment défrichés ainsi que de celles demeurant dans les plantations anciennes. Mais ce procédé est irréalisable parce qu'il est antiéconomique et que, quel que soit l'effort consenti, l'élimination de toutes les racines et autres fragments est impossible. Il reste toujours dans le sol un stock suffisant pouvant servir de support au champignon. On ne peut, donc, que conseiller le meilleur essouchement possible. Parallèlement, il faut veiller à maintenir les caféiers dans un état vigoureux et éviter, entre autres, de planter dans les sols trop humides qui prédisposent aux attaques de *Rosellinia*. D'autre part, nous avons vu que différents auteurs ont signalé la présence de *R. bunodes* sur *Crotalaria*, *Erythrina*, *Indigofera*, *Leucaena*, *Tephrosia*, *Phyllantus*, etc... Les plantes d'ombrage et de couverture pouvant donc jouer un rôle important dans l'extension de la maladie dans les plantations où elles sont intercalées, Bally (10) recommandait d'en faire un choix judicieux. Jusqu'ici, nous n'avons pas relevé d'attaques de ce genre en Oubangui-Chari. De son côté, Toro (184) signalait à Porto-Rico que les attaques de *R. bunodes* peuvent être bien diminuées en éclaircissant les arbustes d'ombrage et en exposant ainsi les caféiers au soleil.

Lutte curative

Dans les plantations où des cas isolés d'infection se manifestent, un contrôle attentif de la base du tronc de tous les caféiers, et des racines superficielles mises à nu, permet de détecter le début des attaques de la maladie. Il est possible ainsi d'intervenir à temps et d'éviter la multiplication des foyers de contamination. Cet examen doit être répété au moins deux fois par an. Les caféiers atteints seront traités curativement suivant la méthode générale applicable à tous les pourridiés. Elle consiste à dégager le collet et les racines superficielles, à extraire le mycélium par grattage minutieux de l'écorce ou à supprimer et incinérer les racines profondément atteintes, les plaies étant désinfectées avec une solution de sulfate de cuivre à 5 % ou de sulfate ferreux à 10 %. Le collet et les racines mises à nu seront badigeonnés avec une solution de sulfate de cuivre à 2 % et les racines arrosées dans un rayon de 30-40 cm avec la même solution, à raison de 2-5 litres par arbre suivant

l'âge, puis laissées à l'air libre, pendant deux à quatre semaines, afin que les filaments mycéliens qui auraient échappé au grattage et au fongicide soient détruits par le soleil. Sur l'ensemble des caféiers ainsi traités à Boukoko, nous avons obtenu 98 % de guérisons. Après un tel traitement affaiblissant, il est recommandé d'activer la végétation par l'apport d'engrais azotés rapidement assimilables tels que le nitrate ou le sulfate d'ammoniaque. Aux Indes, Subba Rao (177) a obtenu de bons résultats en appliquant de la bouillie bourguignonne à 1 % sur les parties blessées par le grattage superficiel, la bouillie exerçant en même temps une action tonique.

Le traitement des arbres fortement atteints implique tant de soins qu'il est en général antiéconomique. Ils seront soigneusement arrachés, en prenant la précaution d'extirper complètement les racines, et de les brûler sur place. De même pour les arbres morts ou mourants. Les racines des arbres voisins seront attentivement examinées et traitées comme précédemment si elles portent du mycélium. Si des taches d'infection apparaissent dans la plantation, elles doivent être circonscrites par un fossé de 60-80 cm de profondeur et 50 de largeur, isolant les arbres visiblement malades ainsi qu'une à deux rangées d'arbres apparemment sains entourant la tache, qui seront contrôlés et traités s'il y a lieu.

Après l'arrachage, les trous seront désinfectés de préférence avec une solution à 2 % de formol (aldéhyde formique à 40 %) dont on arrosera le sol à raison de 15-20 litres par mètre carré de surface. Afin d'éviter l'évaporation rapide, le sol sera couvert de sacs mouillés. Le formol peut être remplacé par une solution de sulfate d'oxyquinoléine à 1‰, ou de sulfate de cuivre à 2 %. Le sol doit être exposé au soleil pendant un an au moins avant d'effectuer le remplacement des caféiers morts.

Les auteurs, qui ont recherché les moyens de lutter contre cette maladie, ont préconisé divers produits de traitement du sol : South (167) conseillait le chaulage à raison de 2 tonnes par acre et Steinmann (172), une application de 100 grammes de sulfate d'aluminium par mètre carré. Ce dernier pensait qu'une méthode plus économique et efficace consisterait en un traitement à l'alun ou au soufre colloïdal. A Porto-Rico, Fawcett (62) obtenait de bons résultats en traitant le sol avec ce dernier produit. On signalait encore en 1936 (221), aux Indes Néerlandaises, que le mélange du désinfectant au sol dans le trou de plantation serait plus économique que l'épandage du soufre. Après l'ablation des parties atteintes, Walters (209) conseillait une application d'Agrisol. Thomas et Lawyer (180) étaient partisans du traitement au sulfure de carbone à l'aide d'un pal injecteur, à raison de 45 cm³ pour une distance de 4,50 m et à 20-35 cm de profondeur ; mais l'efficacité de cette méthode est discutée.

* * *

II. — *Rosellinia necatrix* (Hart.) Beri.

= *Dematophora necatrix* Hart.
= *Graphium necator* Da Camara

Cette espèce est, parmi tous les *Rosellinia* connus, la plus répandue dans le monde entier. Extrêmement polyphage, elle vit, comme saprophyte sur les débris végétaux les plus variés dans les lieux humides et, comme parasite parfois dangereux, sur de nombreuses plantes ligneuses, semi-ligneuses et herbacées, provoquant la « pourriture blanche des racines », appelée encore pourridié laineux, blanquet, blanc des racines, folletage parasitaire.

C'est sur vigne que la maladie fut décrite pour la première fois par Hartig (87) en 1883, puis par Viala (201) en 1891. Depuis, sa présence a été signalée sur le même hôte, en France, à plusieurs reprises. Citons : Bernès (23), en 1923, qui signalait également la maladie sur olivier ; Dufoux (59) en 1924 ; Ravaz (156, 157) en 1925 et 1929 ; Gard (75) en 1929 et Laurent (99) en 1938. Le parasite est très répandu sur arbres fruitiers : Chabrolin (35) le signalait en 1924 sur abricotier dans la vallée du Rhône ; G. C. (83) sur mûrier en 1927 ; Guyot (82), en 1929, sur les arbres à noyau ; Kunholtz-Lordat et Gastaud (97) sur figuier, en 1943 ; Delmas (58) et Gaudineau (77) sur prunier en 1949. En France, il fut encore observé sur bégonia en 1931 (219) ; sur pivoine, par Rolet (162) en 1936, et, associé à *Rosellinia aquila*, sur jasmin, par Boischot en 1938 (26).

En Italie, la maladie est fréquente. Sur la vigne, elle a été observée et étudiée par Voglino (204) en 1923, sur des variétés américaines gravement endommagées, puis par Mercuri (116) en 1928, Petri en 1932 (149) et 1936 (150), Rivera (159) en 1940, Perotti (142) qui considérait *R. necatrix*,

associé à d'autres champignons, comme le plus grave parasite ayant sévi sur cette culture de 1941 à 1945, enfin par Baldacci (8) en 1949. Des attaques sur de nombreuses plantes arbustives ont été signalées, entre autres en 1927, sur pommier, acacia, rosier et genêt par Curzi (47) et sur *Cynara scolymus* par Mercuri (114) ; en 1928, 1936 et 1940 sur *Citrus* et olivier par Petri (146, 150, 151) ; en 1929, sur mûrier par Voglino (205) ; en 1934, sur *Anona* de Sicile par Montemartini (118) ; sur pommier et noyer par Cristinzio (45, 46) en 1934 et 1942 ; sur chêne, par Pasinetti (140) en 1938, sur cerisier par Candioli (31) en 1949.

En Espagne, la maladie fut signalée en 1945 par Benlloch (18) sur olivier et en 1951, sur la vigne, par Ruiz Castro (163). Au Portugal, Da Camara (48) observa le champignon, ainsi que son stade conidien, *Graphium necator*, sur écorce de tronc de châtaignier en 1929, et De Almeida (53) sur olivier en 1940. Aux Açores, Bensaude (19) notait sa présence sur citronnier et sur théier en 1927.

En Grande-Bretagne, Nattrass (126) et Beaumont et Hodson (15) signalèrent *R. necatrix* en 1927 et 1929 sur pomme de terre, arbres fruitiers, orme, narcisse, tulipe et arum ; Beaumont (14) et Beaumont et Staniland (17) l'observaient encore respectivement sur narcisse et sur pomme de terre en 1935 et 1938 ; Moore (119) sur *Pittosporum* en 1948 et Hull (91) sur betterave l'année suivante. En 1936 (220), la maladie était également signalée sur cyclamen, tulipe et violette.

En Suisse, Muller-Thurgau et Osterwalder (123) révélaient sa présence sur groseillier en 1924 et Faes (61) sur vigne en 1931, tandis qu'en Allemagne, les vignes subissaient de sérieux dégâts en 1927 (218) par suite de ses attaques, et les bégonias selon Pape (138) étaient également atteints en 1933. Sur vigne, Savulescu (164, B) l'observait en Roumanie en 1935, ainsi que Beran et Henner (20) en Autriche en 1951. A Chypre, Nattrass (127) le considérait comme particulièrement destructeur des pépinières d'arbres fruitiers et, en 1938, il notait sa présence sur pommiers cultivés dans des terrains peu drainés ; en 1939, Littlejohn (106) le signalait sur pommier, cerisier, pêcher et amandier. En U. R. S. S., il était observé sur vigne en 1930 par Nagorny (124) et sur mûrier par Zaprometoff (228) en 1945.

En Turquie, outre sa présence sur vigne signalée par Iyriboz (1938) et Bremer (28) en 1947, on le soupçonnait d'être aussi l'agent responsable de sérieux dégâts sur les figuiers de Smyrne.

En Irak, Allison (3) l'observa sur pistachiers en 1952. En Asie Centrale, sa présence était déjà signalée en 1926 sur le même hôte, et dans les pépinières de *Salix*, par Zaprometoff (227).

Selon Uppal (194), les vignes de la région de Bombay étaient atteintes en 1928. Aux Philippines, David (52) rapportait la présence du parasite sur poivrier en 1951.

Au Kenya, Nattrass l'observa en 1950 (129) sur pommier, abricotier et fraisier, dont il cause la pourriture de la couronne et la mort, et, en 1953, sur luzerne (130).

Les abricotiers, poiriers et pommiers de Californie étaient également attaqués selon Thomas, Hansen et Thomas, en 1934 (179) et 1937 (85). Godfrey (80) a également reconnu le champignon sur pommier en 1936, puis Harris (86) et Milbrath (117, A) sur luzerne en 1941. En 1954, Wilhem (215) signala pour la première fois sa présence sur fraisier en Amérique du Nord.

Sur vigne, il fut observé, par Gobbato (79) et Gonçalves (81) en 1937 et 1938 au Brésil ; sur olivier, par Nicolini (132) en 1951 en Argentine où, selon Blanchard (25), il sévissait déjà sur *Citrus* en 1930.

Sur caféiers, *Rosellinia necatrix* ne paraît pas très répandu. Au Brésil, Averna Sacca (7) le signalait en 1917, et en 1930, De Carvalho (54) le considérait avec *Cercospora coffeicola*, comme l'une des principales maladies des *Coffea*. Petri (148) l'observait l'année suivante en Erythrée et, en 1935, Roger (160) identifiait provisoirement comme *necatrix* un *Rosellinia* causant une pourriture du collet et des racines des caféiers d'Oubangui-Chari. Sa présence était encore signalée en Afrique par Morstatt (121) en 1937. Enfin, en 1955, Moreau (120), qui isola du sol de caféière de Madagascar un mycélium stérile ressemblant à *R. necatrix* le cite, parmi d'autres, comme parasite possible des caféiers.

En Oubangui-Chari, nous l'avons observé sur *Coffea excelsa* et *robusta*, en particulier dans les plantations établies dans la zone forestière du Sud-Ouest du Territoire.

Symptômes

De même que les autres *Rosellinia* parasites, *R. necatrix* s'attaque au système radiculaire des caféiers, provoquant soit l'affaiblissement, soit la mort à plus ou moins longue échéance des sujets atteints.

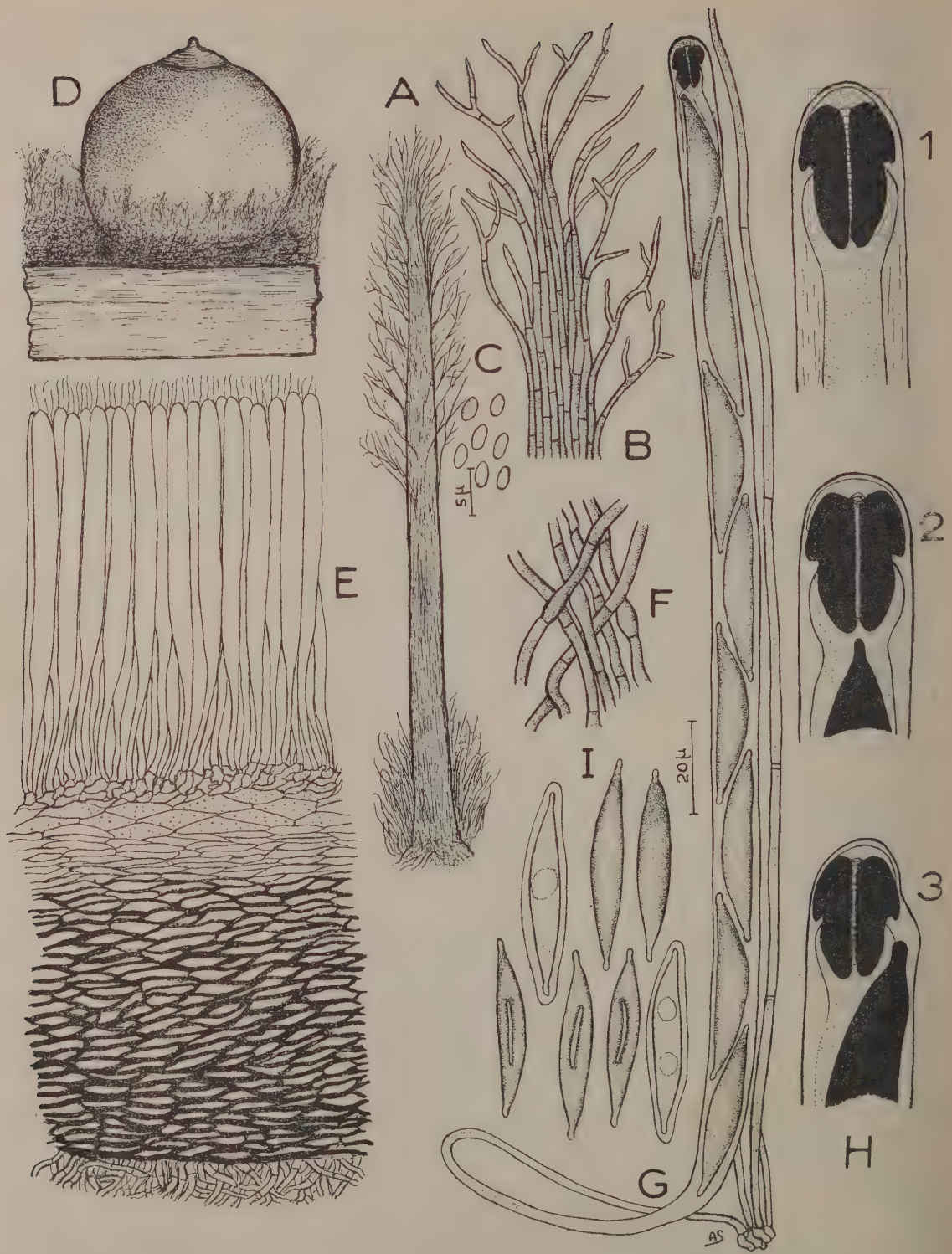

FIG. 5. — *Rosellinia necatrix*. A : Aspect d'une corémie du genre *Graphium*. B : Son extrémité conidifère grossie. C : Conidies. D : Périthèce accompagné de fructifications conidiennes. E : Structure de sa paroi vue en coupe. F : Mycélium portant des renflements piriformes caractéristiques. G : Asque et paraphyse. H : Structure de l'appareil apical d'asques à différents stades. I : Ascospores.

Comme pour l'infection par *R. bunodes*, aucun signe extérieur ne permet de déceler la maladie à ses débuts. Plus tard, les symptômes sont les mêmes : arrêt de la végétation, jaunissement partiel puis généralisé, chute en masse des feuilles, noircissement et dessèchement des jeunes pousses, puis des rameaux aoûtés et des branches, mort totale de l'arbre. La durée de manifestation des symptômes est liée aux mêmes facteurs : rapide quand la maladie apparaît en saison sèche ou à un stade végétatif critique, lente en saison des pluies par suite d'une moins forte évaporation des feuilles, qui compense l'appel insuffisant de sève par le système radiculaire en partie détruit par le champignon. De même, les sols humides, riches en matières organiques, argileux, mal aérés, à plan d'eau élevé pendant la saison des pluies qui provoque une lente asphyxie radiculaire, sont des conditions favorables à l'évolution du parasite, liée également à l'âge et à la vigueur des caféiers, les sujets âgés et vigoureux réagissant mieux à ses attaques.

L'examen du système radiculaire d'un caféier présentant les premiers symptômes révèle l'altération de quelques racines latérales seulement. La défeuillaison et la mort ne surviennent que lorsque la presque totalité des racines est tuée. On constate alors que les grosses racines latérales, au voisinage de la surface du sol, sont couvertes d'un revêtement mycélien blanc pur, ou grisâtre, suivant son âge. Les lames mycéliennes sont reliées entre elles par des cordonnets mycéliens grêles, grisâtres, à forme irrégulièrement arrondie, mous et floconneux en surface. Ces filaments rhizomorphiques sont constitués d'hyphes agrégées, à disposition parallèle. Les hyphes centrales sont fines, 2-5 μ de diamètre, cloisonnées, incolores ou blanches, tandis qu'à la périphérie, elles sont grisâtres à brunâtres, mesurent 3 à 9 μ de diamètre et portent par endroits, au voisinage des cloisons, des vésicules piriformes bien caractéristiques.

Lames et cordonnets pénètrent le tissu cortical et gagnent la surface du cylindre central, au contact de laquelle ils s'épanouissent en plaques de filaments denses, grisâtres ou brunâtres, de même structure que les filaments externes. Les hyphes, qui ont provoqué des altérations profondes de la zone cambiale, pénètrent le bois à travers les rayons médullaires et affectent les vaisseaux et les issus de soutien. Les altérations subies par les tissus du liber se traduisent par une sécrétion de maétières ommeuses brunes et la gélification des membranes cellulaires. Les racines noircissent, leur ąhcorce est crevassée et friable, le bois brunâtre et humide. Circulant entre l'écorce et le bois, les tiyphes peuvent remonter jusqu'au collet et prolifèrent en formant des masses stromatiques qui, surtout au niveau des rayons médullaires, soulèvent l'écorce ; d'autres s'épanouissent à sa surface ele constituent un stroma mycélien compact, à aspect feutré, sur lequel prennent naissance les fructifications conidiennes et les périthèces du champignon. En s'agglomérant, elles forment aussi, dans les fissures de l'écorce, des masses compactes qui ressemblent à des sclérotes.

L'aspect floconneux des cordonnets rhizomorphiques et la présence de nombreux renflements piriformes au voisinage des cloisons transversales des filaments (fig. 5, F) permettent de les différencier des rhizomorphes d'*Armillariella mellea*, qui sont en général cylindriques, rigides, à surface lisse, brun noir, munis souvent de ramifications perpendiculaires et dont les filaments sont dépourvus de vésicules. Ainsi, en l'absence de fructifications et surtout de périthèces qui se forment généralement longtemps après la mort des caféiers, le champignon peut être identifié par l'examen des filaments rhizomorphiques.

En 1927, Nattrass (126), étudiant la maladie sur divers hôtes, notait aussi la ressemblance des symptômes externes avec ceux d'*A. mellea* et soulignait que les racines étaient couvertes d'un mycélium gris verdâtre formant des rubans blanchâtres différents des rhizomorphes de ce dernier pourridié. Il décrivait deux types de mycélium ; les rhizomorphes gris verdâtre et blancs disposés en éventails et le mycélium blanc diffus occupant les cavités du sol et responsable de l'infection de nouvelles plantes.

Etude microscopique

1° Forme conidienne (fig. 5, A, B et C).

Les fructifications conidiennes de *R. necatrix*, du genre *Graphium*, décrites en détail par Viala (201) et Prillieux (152), se forment fréquemment à la surface des racines et du collet des caféiers morts depuis longtemps, ainsi que sur les fragments pourrissants de racines, tiges, branches et rameaux de caféiers tombés à terre dans les lieux humides et ombragés. Souvent elles coexistent avec les périthèces de la forme ascosporée.

A l'œil nu, elles apparaissent sous forme de colonnettes rigides, brun noir, se terminant par un bouton incolore ou blanchâtre. Elles sont constituées par de nombreux filaments dressés, mesurant 3 à 5 μ de diamètre, à membrane assez épaisse, cloisonnés transversalement, à disposition parallèle et agrégés ; à leur extrémité, ils s'écartent en donnant des ramifications formés de courts filaments, incolores ou faiblement colorés, porteurs de conidies et dont l'ensemble constitue une houppe. Les hyphes mycéliennes qui composent les colonnettes prennent naissance sur des filaments rampants, entre deux cloisons, densément enchevêtrés, bruns, ramifiés et cloisonnés transversalement. Ils forment un véritable tapis feutré brun noir, qui couvre le stroma plus ou moins développé du champignon. Le stroma prend naissance profondément dans le tissu cortical et couvre la surface des racines et du collet des caféiers morts. Les colonnettes mesurent 1-1,5 mm de haut et 50-60 μ de large ; le nombre de filaments qui les constituent varie de dix à quinze.

Les conidies sont unicellulaires, hyalines à faiblement brunâtres, mesurant 2-3 μ de long. Elles naissent aux extrémités des petites ramifications latérales de la houppe, émises successivement à raison de quinze à vingt par ramification. Elles se détachent très facilement.

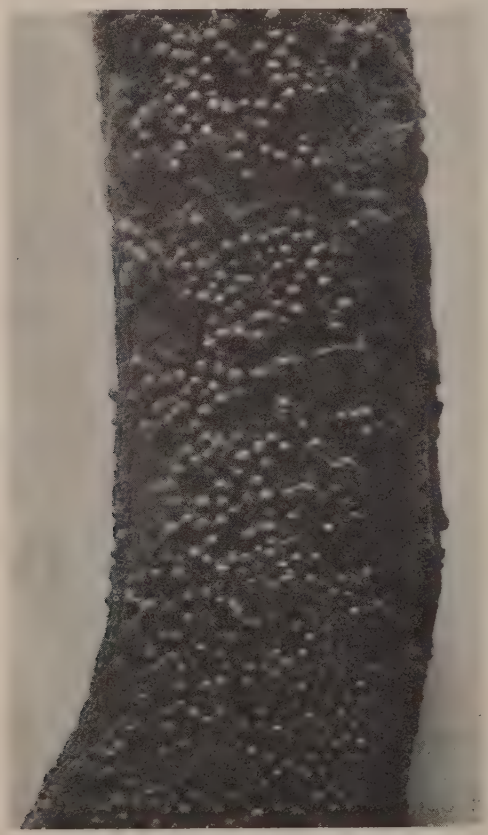

Fig. 7. — Racine de *C. robusta* portant de nombreux périthèces de *R. necatrix* (× 1,5).

D'après certains auteurs, les fructifications conidiennes sont assez rares et ne se forment que sur des plantes mortes depuis très longtemps et en voie de décomposition. En Oubangui-Chari nous les avons observées à plusieurs reprises sur caféiers morts de la maladie et sur débris végétaux à la surface du sol dans les lieux humides.

2° Forme ascosporée.

A) Périthèces.

Les périthèces de *R. necatrix* ont été observés et décrits pour la première fois sur souches de vignes et sur racines de cerisiers tuées par le pourridié, par Viala en 1891 (*l. c.*), puis par Berlese (21) et Prillieux (153, 154). Bien que le champignon soit parasite d'un grand nombre de plantes, ces fructifications ne se forment pas toujours. D'après les auteurs qui l'ont étudié, la forme périthéciale est beaucoup plus rare que la forme conidienne et n'apparaît que sur des plantes mortes depuis très longtemps et en voie de décomposition. En Oubangui-Chari, nous avons noté à plusieurs reprises la coexistence des deux formes et, fréquemment, la présence de périthèces sur les racines (fig. 7) et la base de tiges de caféiers *robusta* morts, ou sur débris tombés à terre et pourrissants, dans les plantations humides et ombragées de la zone forestière de la Lobaye. Quelques cas ont été observés sur *excelsa* spontanés dans les galeries forestières de l'Est du Territoire.

Ils sont volumineux, densément grégaires, rarement isolés, reposant ou en partie enfoncés dans un stroma à surface soyeuse qui, souvent, atteint les trois-quarts de leur hauteur (fig. 5, D). Le stroma prend naissance profondément dans le tissu cortical ; sa partie supérieure est formée de nombreuses hyphes enchevêtrées, à membrane épaisse, brune, cloisonnées transversalement et très ramifiées, à partir desquelles se forment les fructifications conidiennes.

Globuleux, presque sphériques, de 1,3 à 2 mm de diamètre, ou un peu allongés, parfois pédonculés à la base, au début bruns puis brun noir à brun marron, ils sont durs, rugueux au toucher, coriaces, cassants et glabres, munis d'une papille conique, noire, lisse et brillante. La surface des périthèces paraît lisse à l'œil nu et finement granuleuse à la loupe.

La paroi des périthèces, épaisse et dure, est constituée de trois couches bien distinctes (fig. 5, E). La couche externe, de 125-150 μ d'épaisseur, brun noir, est formée de filaments mycéliens étroitement enchevêtrés qui, vus en coupe, sont disposés irrégulièrement en tous sens ; leur membrane, fortement épaissie, est cutinisée et noire et les filaments paraissant soudés les uns aux autres forment un ensemble compact et dur. Cette couche externe donne au périthèce sa structure coriace. Elle coiffe une couche médiane de 20-30 μ d'épaisseur, formée de plusieurs assises de cellules superposées, allongées et aplaties à membrane assez épaisse, brunâtre. La troisième couche enfin, de 20-25 μ d'épaisseur, est constituée de trois à quatre assises de cellules polygonales, à membrane mince et incolore et à contenu protoplasmique bourré de nombreuses gouttelettes lipidiques qui rendent l'examen difficile. Les asques et les nombreuses paraphyses, qui les accompagnent, se forment sur ce tissu pseudoparenchymateux qui remonte les parois latérales presque jusqu'au voisinage de l'ostiole.

Viala (*l. c.*) et Prillieux (*l. c.*) décrivirent les périthèces de *R. necatrix* avec un ostiole dépourvu de pore, la libération des ascospores se faisant par une fente longitudinale s'ouvrant au voisinage de la papille conique. De nombreux auteurs ont adopté cette description. Cependant, l'examen d'un grand nombre de périthèces nous a permis de constater que les organes jeunes possèdent un ostiole muni d'un pore défini, tandis que le pore n'est pas visible sur les périthèces âgés. Hansen et Thomas (85) avaient fait les mêmes observations dans leur étude du champignon sur pommier.

B) Asques (fig. 5, G).

Les asques prennent naissance sur les parties basses et latérales des parois internes du périthèce, occupant avec les paraphyses la presque totalité de sa cavité. Ils sont nombreux, hyalins, cylindriques, mesurant 210-375 × 7-10 μ, droits à flexueux, à apex arrondi, et se rétrécissent à la base en un long pédicelle représentant presque le quart de leur longueur totale. Ils sont accompagnés de très nombreuses paraphyses filiformes, cloisonnées, incolores, de 1,5 à 2 μ de diamètre et plus longues que les asques, à sommet libre. Ils contiennent huit ascospores disposées en un rang le long de la cavité ascale ; rarement on trouve des asques contenant un nombre inférieur d'ascospores.

L'appareil apical est à réaction amyloïde. Visible aussi bien dans les jeunes asques que dans les asques à ascospores mûres, il est formé d'un bouton apical, qui a l'aspect d'un « bouchon de champagne perforé », formé d'un double anneau dont l'inférieur est très développé et remplit presque complètement la chambre sous-apicale (fig. 5, H). Le manchon périapical, qui ne se colore pas en bleu avec la solution iodo-iodurée, n'est pas bien visible. Le coussinet apical est développé, de même que la calotte de la tunique externe.

La libération des ascospores se fait par gélification des membranes des asques qui se produit généralement de bonne heure dès la maturité des ascospores.

C) Ascospores (fig. 5, I).

Jeunes, elles sont incolores, munies d'une à plusieurs gouttelettes lipidiques réfringentes et entourées d'une exospore hyaline qui disparaît à maturité ; elles deviennent brunes à brun noir fuligineux et opaques quand elles sont mûres. Elles sont unicellulaires, de forme naviculaire, dyssymétriques à inéquilatérales, plus bombées d'un côté que de l'autre, aux extrémités amincies mais non aiguës. Elles sont pourvues d'un pore germinatif qui a la forme d'un sillon allongé de 12-18 μ de long, visible dans certaines spores. Leurs dimensions sont les suivantes : 35-49 × 4,5-7,7 (Moy. : 42,12 × 6,48) μ.

Taxonomie

Les caractères de ce champignon et plus spécialement la structure de ses périthèces reposant ou, le plus souvent, enfoncés dans un stroma feutré en surface et d'origine profonde, la forme des asques munis d'un appareil apical à réaction amyloïde, la présence de très nombreuses paraphyses filiformes, libres au sommet, à ascospores unicellulaires brun noir opaques, répondent bien au genre *Rosellinia* De Notaris.

Par ses caractères macroscopiques et microscopiques, en particulier par la structure, la forme et les dimensions des périthèces, celles des asques, munies d'un appareil apical en forme de « bouchon de champagne perforé », par la présence de très nombreuses paraphyses filiformes, la couleur, la forme et les dimensions des ascospores, il se rapproche beaucoup du champignon décrit en 1883 par

Hartig (87) sous le nom de *Rhizomorpha* (*Dematophora*) *necatrix*, puis par Berlese, sous le nom de *Rosellinia necatrix* (Rapporti fra *Dematophora* e *Rosellinia in Riv. Pat. Veg.* I, pp. 3-17 et 33-46, 1892 ; *Syll.* XVII, p. 595, 1905 ; Traverso *in* Flor. ital. cryptog., Pyrenom., vol. II, 3, 1907), et dont la diagnose est la suivante :

« Périthèces grégaires, toujours serrés, globuleux, brun noir carbonacé, à apex obtus, à base courtement stipitée, à ostiole manifestement peu prononcé, 2 mm de diamètre, entourés de nombreuses hyphes fasciculées divergentes (type *Graphium*), septées à la partie supérieure, écartées et abondamment ramifiées, conidifères ; conidies ellipso-ovoïdes, 2-3 μ diam. Asques filiformes-cylindriques, longuement pédicellés, à apex arrondi, munis d'un bouchon apical bleuissant avec l'iode, 280-300 × 10-15 μ, octosporés, entourés de très nombreuses paraphyses filiformes. Ascospores monostiches, fusoïdes, inéquilatérales, aux extrémités pointues, brunes, 40×7 μ ».

Comparons les dimensions de la forme ascosporée qu'en donnent les différents auteurs à celles du *Rosellinia* que nous venons de décrire sur caféier :

Auteur	Périthèces	Asques	Ascospores
Berlese (*l. c.*)	2 mm Ø	280-300 × 10-15 μ	40 × 7 μ
Viala (*l. c.*)	2 mm Ø	—	40 × 7 μ
Prillieux (153)	1,5 mm Ø	365-380 × 8,5-9 μ	43-47,5 × 7 μ
Traverso (*l. c.*)	2 mm Ø	280-300 × 10-15 μ	40 × 7 μ
Hansen, Thomas et Thomas (85)	—	—	31,1-47,6 × 5,1-7,1 (37,1 × 6,3) μ
Viennot-Bourgin (203)	0,5-2 mm Ø	350-380 × 8-9 μ	40-48 × 7 μ
Roger (161)	1,5-2 mm Ø	280-300 × 10-15 μ	40-48 × 7 μ
Zambettakis (226)	1,5-2 mm Ø	280-300 × 8-9 μ	40-48 × 7 μ
En Oubangui-Chari	1,3-2 mm Ø	210-375 × 7-10 μ	35-49 × 4,5-7,7 (42,12 × 6,48) μ

En tenant compte, avec cette confrontation, des caractères morphologiques et micrographiques qui sont comparables, nous pouvons conclure que nous sommes en présence de la même espèce, *Rosellinia necatrix* (Hart.) Berl.

Propagation de la maladie. Pénétration du parasite

La propagation de la maladie se fait par les conidies, les ascospores et les filaments rhizomorphiques du champignon.

Nous avons vu que les corémies conidifères se forment abondamment au milieu d'un lacis mycélien épais et produisent des spores, qui se détachent facilement et sont transportées par le vent et les insectes à de grandes distances. D'après les différents auteurs, les périthèces étant beaucoup plus rares que la forme conidienne et se formant généralement très longtemps après la mort de l'hôte, ou bien étant inexistants, les ascospores jouent un rôle moins important dans la dissémination de la maladie, d'autant plus qu'elles germent plus difficilement que les conidies. En Oubangui-Chari, la forme ascosporée est fréquente sur caféiers *excelsa* et *robusta* morts, ainsi que sur leurs débris tombés à terre, en particulier dans les plantations touffues et humides de la Lobaye. Les ascospores libérées se répandent dans la nature et participent, en germant, à la contamination des caféiers.

A travers le sol et à de faibles distances, le champignon peut également se propager par l'intermédiaire de ses filaments rhizomorphiques, hébergés par les racines des caféiers atteints et par les souches en décomposition laissées dans les plantations après abattage de la forêt. Cheminant en tous sens à partir de leur support, ils rencontrent les racines des plantes voisines, surtout dans les plantations à écartements faibles, s'installent à leur surface, pénètrent le tissu cortical et provoquent l'infection qui s'étend ainsi en tache d'huile.

Les débris végétaux, feuilles, brindilles, fragments de branches, racines de caféiers et autres plantes, tombés à terre et pourrissants dans les lieux humides peuvent servir de support de vie saprophytique au champignon. Au contact ou au voisinage du collet des caféiers, ils peuvent leur communiquer la maladie par le mycélium qu'ils hébergent et qui devient parasite.

Comme la plupart des *Rosellinia* parasites, *R. necatrix* peut : soit pénétrer directement les tissus intègres de caféiers affaiblis par des causes diverses, soit s'infiltrer dans les tissus des pieds vigoureux

avec ou sans la complicité de blessures ou traumatismes affectant les racines, le collet ou la base de la tige. Hartig avait démontré le rôle parasitaire de *R. necatrix* par des inoculations directes de conidies sur des racines de plantes vivantes : vignes, érables, chênes, haricots, etc... Viala a reproduit ces expériences, également positives, par inoculations de conidies en pleine germination, ou de mycélium floconneux, sur jeunes racines de plants vigoureux, âgés de un à quatre ans, de cerisiers, pins, haricots, fèves, et surtout vignes. Hansen et Thomas (*l. c*) ont démontré la pathogénéité du champignon sur pommiers, aux Etats-Unis, par contaminations artificielles à partir de cultures issues de la germination des ascospores sur milieu potato dextrose agar. En Italie, Rivera (159) obtenait l'infection complète de jeunes racines de *Vitis* vingt-quatre heures après leur contamination artificielle à 25°C, en atmosphère humide. Jusqu'ici, aucune expérience de cette nature n'a été faite pour prouver la pathogénéité du champignon sur caféiers. Toutefois, dans les nombreux cas de mortalité de caféiers sur lesquels nous avons observé le mycélium, les corémies et les périthèces de ce *Rosellinia*, nous n'avons constaté la présence d'aucun autre élément fongique.

Dégâts et moyens de lutte

La « pourriture blanche des racines », surtout répandue en Oubangui-Chari dans les plantations des zones forestières, commet des dégâts d'importance variable suivant les régions. En Lobaye, elle participe avec les autres pourridiés à la mort de nombreux caféiers. Dans deux anciennes plantations établies sur des sols incomplètement essouchés, et dans les parcelles de Boukoko, nous avons relevé 3 à 4 % d'attaque de *Rosellinia necatrix* sur les caféiers morts de pourridiés divers. Les risques d'infection sont à redouter dans les régions pluvieuses et humides, dans les plantations serrées et mal aérées, ombragées et mal entretenues, incomplètement essouchées, à sols lourds, argileux, riches en débris organiques, qui constituent autant de conditions favorables au développement parasitaire ou saprophytique du champignon.

Les moyens de lutte sont identiques à ceux conseillés contre les autres *Rosellinia*, à savoir : nécessité d'éviter l'ouverture de blessures sur les racines et le collet ; désinfection des plaies volontaires ou accidentelles avec une solution de sulfate de cuivre à 5 % ou de sulfate ferreux à 10 % ; entretien aussi soigné que possible des plantations, dont la surface du sol doit être débarrassée des mauvaises herbes et débris ligneux ; extirpation des anciennes souches laissées lors de l'abattage de la forêt ; surveillance de la disposition du système radiculaire des jeunes caféiers au moment de leur mise en place et maintien des caféiers en bonne vigueur afin de ne pas créer une prédisposition à l'infection ; drainage des sols trop humides, choix d'arbres d'ombrage non sensibles aux attaques de *Rosellinia* ; en cas d'infections isolées, contrôle attentif deux fois par an du collet et des racines. Dès la manifestation des premiers symptômes, le traitement curatif détaillé dans l'étude du *R. bunodes* doit être soigneusement appliqué. De même, les taches d'infection seront circonscrites par des tranchées en prenant la précaution d'inclure dans les zones ainsi isolées une à deux rangées de caféiers sains. Les pieds morts ou fortement atteints seront arrachés, ainsi que la totalité du système radiculaire, et brûlés sur place. La désinfection des trous se fera suivant le procédé déjà décrit.

Donnons un bref aperçu des moyens de lutte indiqués par les auteurs intéressés par le champignon que nous étudions. Pour empêcher tout cheminement du mycélium des pourridiés, Hartig conseillait de creuser autour de chaque tache un fossé profond et assez large et de rejeter la terre sur la région envahie. D'après Viala (*l. c.*), le drainage des sols atteints et de ceux qui, par leur humidité excessive, seraient favorables à l'invasion du champignon, est le seul moyen de lutte préventif efficace. Il conseillait en outre d'arracher et d'incinérer les plantes malades, mortes et avoisinantes, de brûler tous les fragments de racines éliminés par un défoncement profond et de ne pas replanter aussitôt. De ses essais de traitements directs du sol faits avec des doses variées de soufre, sulfate de cuivre, sulfate de fer, sulfo-carbonate de potassium, sulfure de carbone, acide chlorhydrique et acide sulfurique, il concluait que le sulfure de carbone, à raison de 30 g par m², est l'agent le plus actif à condition de répéter fréquemment l'opération. Il recommandait également de traiter le sol des pépinières, après labour profond, avec le même produit (40-50 g par m²) pendant deux-trois années successives.

Nombreux sont les auteurs qui conseillent la désinfection du sol au sulfure de carbone, à raison de 100 g par m² en moyenne. Citons : Dufoux (59), qui, étudiant la maladie sur la vigne, préconise également de semer des céréales ou autres cultures annuelles pendant cinq-six ans, Ravaz (157), Nattrass (126), Milbrath (117, A), etc... En 1929, Gard (75) constatait au cours de ses

recherches sur la composition des sols de France porteurs d'arbres fruitiers atteints par *R. necatrix*, que ceux-ci étaient très pauvres en carbonate de calcium (0-13,2 %). La même année, Voglino (205) signalait que six ans après avoir mis de la cyanamide calcique dans le sol à raison de 3 à 5 kg par mûrier, selon sa taille, la maladie était entièrement stoppée. En Italie, Verona (199) conseillait, outre l'aération du sol et la suppression des oliviers ou de leurs racines infectées, l'application de chaux vive sur le sol. Au Laboratoire, il constatait que l'addition de vitamine K5 au milieu arrête la croissance du champignon (200). Le procédé mentionné par Nicolini (132) pour lutter contre la maladie des oliviers en Argentine consiste à isoler les zones infectées par des tranchées, à extirper les arbres morts ou très atteints et à désinfecter le sol avec la chaux vive (500 g par m²), ou bien avec l'Uspulun universel à 0,25 °/oo (5 litres par m²), l'arsénite de sodium à 2 °/oo (10 litres par m²), le soufre en poudre (500 g par m²). Mais l'auteur considère le traitement chimique des sols contaminés rentable seulement dans le cas d'attaques isolées. Différents essais avaient été également réalisés par Mercuri (115) en 1928. Etudiant la maladie sur artichauts, il traita le sol avec les produits suivants : sulfate de cuivre et sulfate de fer en cristaux et en solutions, Uspulun, Germisan, sulfate de manganèse et arsénite de sodium en solutions. Sauf ces deux derniers produits, les autres donnèrent des résultats satisfaisants et les bons effets du Germisan et de l'Uspulun étaient particulièrement notables.

La même année, Petri (146) préconisait l'application d'engrais azotés organiques, ou phosphatés, et l'addition de sulfate de cuivre à l'eau d'irrigation des *Citrus* parasités, et seulement le bêchage et le drainage du sol contre les formes saprophytes.

* * *

III. — *Rosellinia pepo* Pat.

Ce *Rosellinia* a été trouvé pour la première fois à la Guadeloupe sur écorce d'*Hymenea courbaril*, récoltée par Duss, et décrit par Patouillard en 1908. Comme les précédentes espèces, *R. pepo* est également très polyphyte, vivant soit comme parasite sur différentes plantes tropicales, soit comme saprophyte sur les débris végétaux tombés à la surface du sol ou laissés dans le sol, de même que sur les racines et le collet des anciennes souches demeurées dans les plantations établies sur sols forestiers. Sa distribution géographique est moins vaste que celle de *R. bunodes* et son principal hôte d'importance économique est le cacaoyer, sur lequel il produit des effets très destructeurs, en particulier aux Antilles Britanniques.

En 1917, selon Nowell (133), *R. pepo* était signalé, outre à la Guadeloupe, à la Martinique, Dominique, Sainte-Lucie, Grenade, Saint-Vincent, et inexistant dans les autres Antilles à climat plus sec. D'après les rapports sur les pourridiés de Porto-Rico, le même auteur laisse entendre que *R. pepo* y est probablement présent. Il était occasionnel à cette époque à la Jamaïque, d'après Hansford. En 1919 et 1922, Nowell (134, 135) notait sa présence dans les cacaoyères de l'Ile de la Trinité. Dans la République Dominicaine, en 1923 et 1929, et à Sainte-Lucie en 1926, la maladie était observée respectivement par Negretti (131), Ciferri (40) et Walters (207). Les études successives de ce dernier (209-212) mentionnaient toujours sa présence sur les cacaoyers de Sainte-Lucie de 1930 à 1934, ainsi que sur les *Erythrina* employés comme arbres d'ombrage dans les plantations. En 1934, Briton-Jones (30) citait comme plantes-hôtes de *Rosellinia pepo* aux Antilles Britanniques : *Musa sapientum*, *Manihot utilissima*, *Colocasia antiquorum*, *Canavalia ensiformis* et *Cajanus indicus*. Fawcett (63) rapportait, en 1936, que *R. pepo* et *R. bunodes* causaient des dégâts dans les plantations de citronniers (*Citrus aurantifolia*) et que les orangers doux et acides (*C. sinensis* et *C. aurantium*) étaient également sensibles à ces maladies. Waterston (213), publiant en 1941 une série d'observations sur le parasitisme de *R. pepo*, le signalait comme parasite primaire des cacaoyers dans les iles de la Trinité et de Grenade et énumérait comme autres hôtes d'importance notable : *Myristica fragrans*, *Citrus aurantifolia*, *Coffea* sp. Selon cet auteur, le parasite a été également observé sur *Cassia fistula*, alors que les plantes suivantes présentent une grande résistance : *Panicum maximum*, *Mangifera indica*, *Saccharum officinarum*, (?) *Citrus aurantium*, et que : *Adiantum* sp., *Cocos nucifera*, *Gliricidia maculata*, *Tradescantia* sp., sont totalement immunes.

R. pepo a encore été identifié sur cacaoyers, au Mexique, par Limon (105) et à Cuba (225). D'après Weir (214), il n'a pas été trouvé sur hévéa dans la vallée de l'Amazone, mais il était récolté sur racines de cacaoyers intercalés dans les plantations d'hévéas. Sur *Inga* sp., Botero (27) en 1937 le signalait pour la première fois en Colombie ; les *Erythrina* servant d'arbres d'ombrage dans les plantations de caféiers étaient également attaqués. Récemment, Wiltshire (216) notait sa présence sur muscadier (*Myristica fragrans*) à Grenade.

En Europe, *R. pepo* n'a été observé qu'en Sicile par Petri (147) sur racines de *Citrus* et par Casella (32), associé à un *Rhizoctonia*, sur différents agrumes (pamplemoussiers, orangers, mandariniers, etc...).

Sur caféiers, ce champignon paraît peu répandu. A la Jamaïque, Ashby (6) et Smith (165) signalaient *Rosellinia* (?) *pepo* comme occasionnel en 1916 et 1928. Dans la République Dominicaine, d'après Ciferri (41) les plus graves maladies des racines des *C. arabica* étaient, en 1930, les pourridiés causés par les *Rosellinia* ; lorsque le parasite put être identifié, il s'agissait de *R. pepo*. En Nouvelle-Guinée, Dwyer (60) signalait le même champignon en 1937. De même que Stehle (170) en 1954 aux Caraïbes.

En Afrique Equatoriale Française, la pourriture noire due à *R. pepo* a été observée pour la première fois en 1955 dans les plantations de caféiers *robusta* de l'Oubangui oriental (district d'Ouango), puis en Lobaye. Nous l'avons également reconnue sur quelques *excelsa* à la Station de Boukoko.

Symptômes

R. pepo est un parasite du système radiculaire et du collet des caféiers de tout âge. Au début de l'attaque, ces derniers ne présentent aucun signe extérieur permettant de déceler la maladie. Puis, la végétation s'arrête brusquement, devient languissante. L'ensemble des feuilles jaunissent et, quelques jours plus tard, tombent en masse. Les jeunes pousses, puis les rameaux aoûtés noircissent et se dessèchent. Finalement, le caféier meurt.

En examinant le système radiculaire, le collet et la base de la tige d'un caféier présentant les premiers symptômes de la maladie, on constate que seules quelques racines latérales sont altérées ou mortes. Aucune trace de mycélium n'est visible sur les autres organes. Les racines affectées sont couvertes de nombreux filaments mycéliens gris fumé à noir pourpre suivant leur âge, mélangés à la terre qui adhère étroitement à leur surface. Par endroits, ils forment des couches épaisses et des poches, par lesquelles sortent les hyphes mycéliennes blanchâtres qui pénètrent profondément dans le tissu cortical. En décortiquant soigneusement les grosses racines, on observe à la surface du cylindre central un abondant mycélium blanchâtre, disposé en éventails ou en étoiles, qui devient jaune en vieillissant (fig. 8). Après s'être abondamment ramifié, il pénètre tout d'abord les tissus du bois à travers les rayons médullaires constituant des plaques mycéliennes et, de là, gagne les vaisseaux et les tissus de soutien qu'il envahit en provoquant des altérations profondes. Extérieurement, le champignon forme une trame mycélienne, continue et épaisse, qui a l'aspect d'un manchon

Fig. 8. — Aspect du mycélium de *Rosellinia pepo*, disposé en éventails à la surface du bois d'une racine pivotante de *C. robusta*.

carbonacé, noir pourpre, entourant complètement les racines et le collet. Dans les plantations bien entretenues, touffues et peu humides, le mycélium dépasse à peine, en général, le niveau du collet ; par contre, dans les plantations envahies par les mauvaises herbes, touffues, ombragées et humides, le manchon peut remonter la tige jusqu'à 20 cm au-dessus du sol.

Des coupes transversales pratiquées sur des grosses racines mortes depuis longtemps, permettent d'observer des plaques noires, disposées radialement, qui ont écarté les tissus du bois et se sont insinuées dans les rayons médullaires. En coupe longitudinale, le bois des racines présente des traînées noires, verticales et horizontales, ainsi que de nombreux points noirs irrégulièrement disposés.

En l'absence de fructifications du champignon et surtout de périthèces, qui ne se forment pas toujours ou longtemps après la mort des caféiers, l'aspect du mycélium rend son identification facile. C'est ainsi que Waterston (*l. c.*) a établi les caractères distinctifs de *R. pepo* et *R. bunodes* suivant le tableau ci-après :

Aspect du mycélium sur l'hôte	*Rosellinia pepo*	*Rosellinia bunodes*
A) Externe.		
1) au collet au-dessus du sol.	Large éventail encerclant la tige. Légère marge grise ombrée de brun à noir violacé avec un reflet vert olive.	Plaque encerclante, blanc crème tout d'abord, puis virant au noir violacé.
2) à la surface des racines.	Revêtement irrégulier de bandes lâches en toiles d'araignée, tout d'abord gris fumée virant ensuite au noir, coalescentes en une masse carbonacée à surface laineuse, brillante, ressemblant à du feutre.	Bandes étroitement appliquées, à texture compacte, noires, ramifiées, qui s'épaississent en nœuds irréguliers le long de leur parcours.
B) Interne.		
1) dans l'écorce.	Cordons corticaux blancs, de forme irrégulière.	Cordons corticaux cylindriques, noirs à la périphérie et blancs au centre.
2) à la limite écorce-bois.	Eventails blancs ou lames en forme d'étoiles.	Cordons noirs, ressemblant à des filaments courant irrégulièrement à la surface du bois.
3) à l'intérieur du bois.	Incolore ; plus tard, forme des plaques minces qui apparaissent en coupe transversale comme des lignes zigzaguantes. Aucune formation de cordons.	Incolore, plus tard forme des cordons noirs.
4) dans les tiges herbacées.	Cordons compacts, arrondis, couleur chamois, au centre blanc.	Cordons arrondis noirs.

A part ces caractères macroscopiques, et toujours d'après le même auteur, *R. pepo* se différencie de *R. bunodes* par l'aspect de ses cultures qui, sur malt agar à 2 %, sont brun foncé et brillantes au début, puis laineuses et vert olive avec des cordons mycéliens blancs, qui noircissent en vieillissant, tandis que les cultures de *R. bunodes* sont blanches et laineuses au début, puis deviennent chamois et les cordons mycéliens sont noirs.

Etude microscopique

1° Forme conidienne.

Les fructifications conidiennes, du type général *Graphium*, apparaissent à la surface des racines découvertes, du collet et de la base des tiges aussitôt après la mort des caféiers. On les trouve aussi sur les débris ligneux en voie de décomposition à la surface du sol. Parfois, les deux formes, conidienne et ascosporée, coexistent (fig. 10).

Le stade conidien du champignon se présente sous forme de colonnettes érigées, noires, disposées perpendiculairement par rapport à la surface du support et qui mesurent 1-2 mm de long sur

30-70 μ de diamètre (fig. 11, A et B). Elles sont composées d'hyphes agrégées parallèlement, brunes et septées, de 3-4 μ de diamètre, qui, à leur extrémité, s'étalent en touffes donnant naissance à de courtes ramifications qui portent les conidies. Ces colonnettes, ou corémies, émergent d'un stroma compact, feutré, brun pourpre, d'origine profonde, qui, généralement, couvre la surface des racines ou des tiges mortes de la maladie. Les conidies, en formation abondante, sont unicellulaires, hyalines, oblongues à ovoïdes et mesurent 4-6 × 2μ (fig. 11, C). Elles se détachent facilement, surtout pendant les périodes humides et, transportées par le vent et les insectes à de grandes distances, elles participent à la propagation de la maladie.

Fig. 10. — Portion d'une racine de *C. robusta* portant des périthèces et la forme conidienne de *R. pepo* (× 6).

2° Forme ascosporée.

A) Périthèces.

Ils sont nombreux, grégaires à isolés, reposant par leur base sur un subiculum stromatique, épais, compact, brun roux à noir, à surface feutrée et composé de nombreuses hyphes mycéliennes densément agglomérées ; parfois, ils sont enfouis dans ce stroma jusqu'aux trois-quarts de leur hauteur (fig. 13, A et B).

Globuleux, presque sphériques, de diamètre variant entre 1,5 et 3 mm, rarement supérieur, ils sont noir carbonacé, coriaces, cassants, pourvus d'un ostiole conique, noir, à surface lisse et brillante, qui demeure fermé lorsque les périthèces sont mûrs et munis d'un pore à l'état jeune. La surface des périthèces est ornée de fines ponctuations qui lui donnent un aspect granuleux. Leur paroi est composée de deux couches distinctes (fig. 13, C) : la couche externe est noire et coriace, de 50-70 μ d'épaisseur, et formée de plusieurs assises de cellules superposées, aplaties, à membrane brun noir et très épaisse, à lumière très réduite ; elle coiffe une couche interne de 30-45 μ d'épaisseur, formée de plusieurs assises de grandes cellules polyédriques, à membrane très mince et incolore, dont le contenu cytoplasmique est bourré de nombreuses granulations lipidiques ; sur l'assise de cellules la plus interne, prennent naissance de nombreux filaments à contour irrégulier sur lesquels se forment les asques et les nombreuses paraphyses qui les accompagnent. Ce tissu pseudocellulaire ascigène remonte les parois latérales internes du périthèce pour disparaître à la base de l'ostiole.

B) Asques (fig. 13, D).

Les asques sont nombreux, hyalins, cylindriques, 250-350 × 8-12 μ, droits à flexueux, à membrane (tunique) mince, sauf dans la région apicale où elle paraît plus épaisse, à apex arrondi, ils se terminent à la base en un long pédicelle. Ils sont accompagnés de très nombreuses paraphyses filiformes, flexueuses, incolores, cloisonnées transversalement, de 2-2,5 μ de diamètre, plus longues que les asques et libres au sommet. Chaque asque renferme huit ascospores verticalement monostiches, rarement moins (un, deux, quatre ou six).

Leur appareil apical est à réaction amyloïde et aussi bien visible dans les asques jeunes que dans les asques contenant des ascospores mûres (fig. 13, E). Il est formé de deux anneaux apicaux bien développés, en forme de « bouchon de champagne perforé ». L'anneau inférieur, plus long et moins large que l'anneau supérieur, occupe la presque totalité de la chambre sous-apicale. Sous la calotte, le coussinet apical est bien visible. L'anneau périapical, qui est bien développé, ne se colore pas

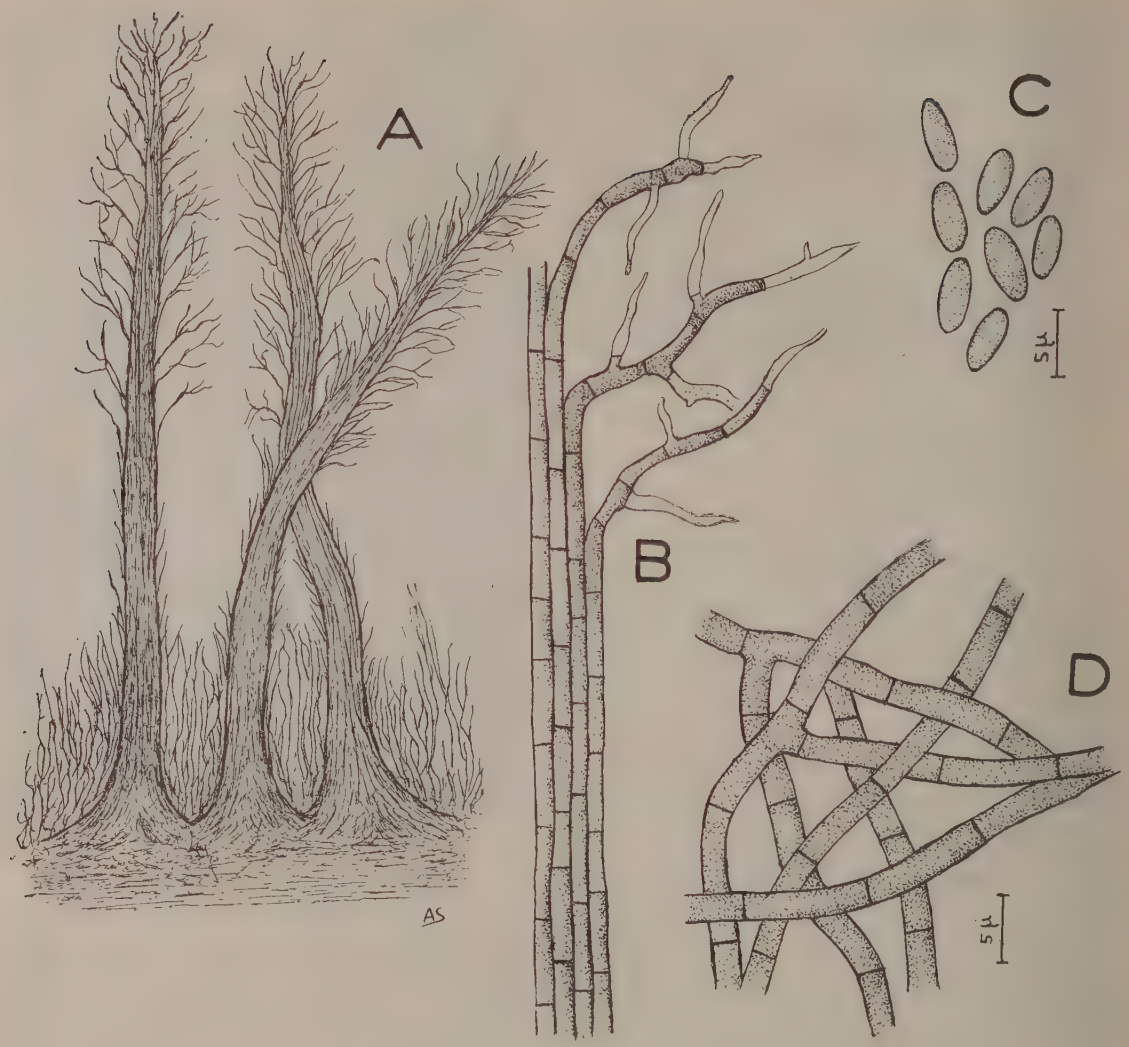

FIG. 11. — Forme conidienne de *R. pepo*. A : Corémies du genre *Graphium*. B : Portion de corémie grossie montrant les ramifications conidifères. C : Conidies. D : Aspect du mycélium.

à l'iode. Dans certains cas, l'appareil apical est rejeté de côté par l'extrémité de l'ascospore supérieure. Cela montre qu'il ne joue aucun rôle dans la déhiscence des asques et la projection des ascospores ; ces dernières sont libérées par suite de la gélification des parois de l'asque.

C) Ascospores (fig. 13, F).

Jeunes, elles sont hyalines, munies d'une à plusieurs gouttelettes lipidiques. A maturité, elles deviennent brunes à brun fuligineux, munies ou non d'une grosse gouttelette lipidique réfringente. Unicellulaires, fusiformes à naviculaires, aux extrémités amincies mais non pointues, droites à légèrement courbes, parfois assymétriques ou inéquilatérales, elles mesurent 50-69 × 7-9 (Moy. : 55,8 × 8,2) µ. Au début, elles sont entourées d'une exospore hyaline qui se gonfle dans l'eau et dans le bleu coton lactique, puis disparaît sur les ascospores mûres. Elles sont munies d'un pore germinatif allongé, linéaire, disposé dans le sens de leur longueur, mesurant 15-20 × 1 µ, et parfois bien visible.

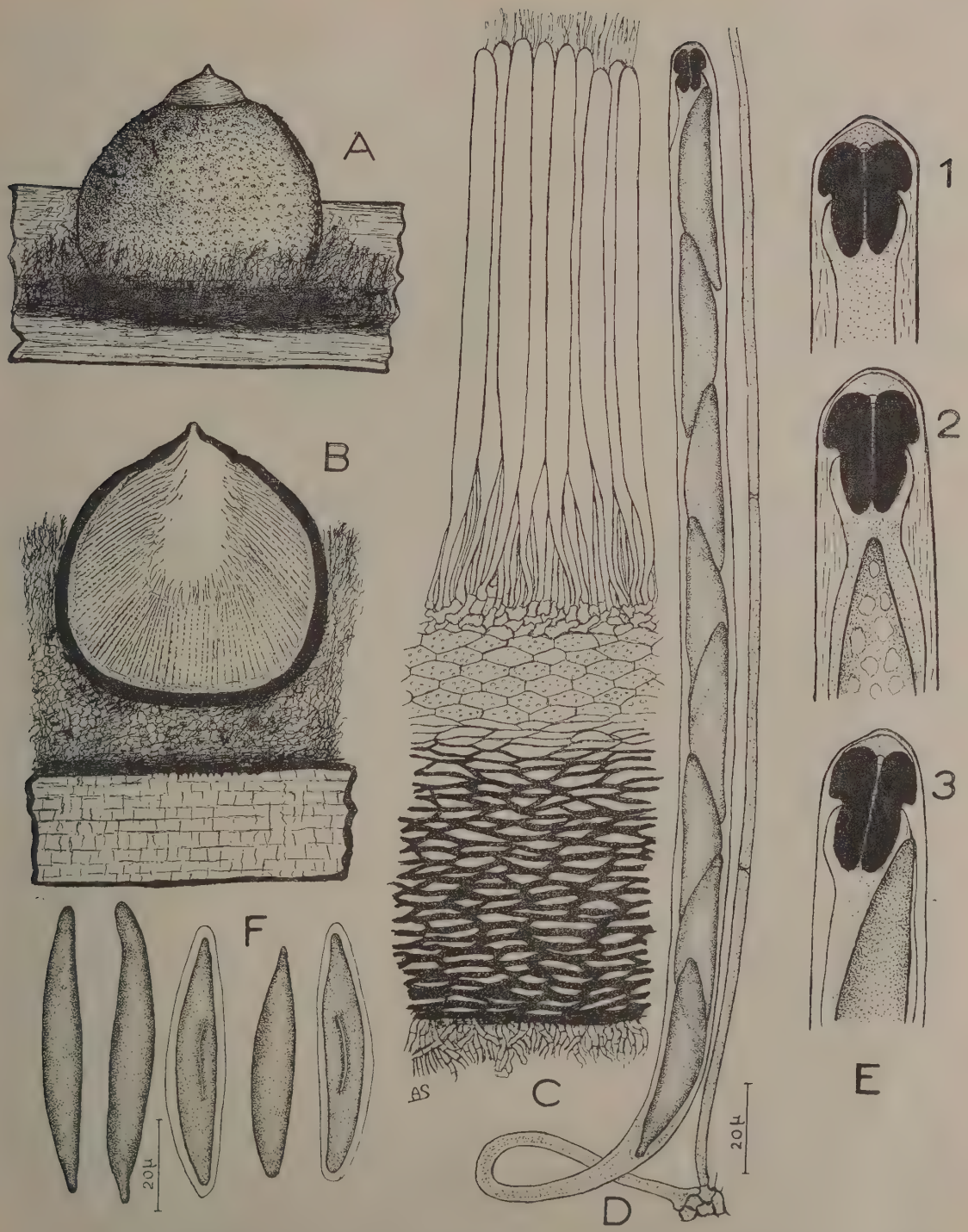

FIG. 13. — Forme ascosporée de *R. pepo*. A : Périthèce reposant sur un subiculum feutré. B : Périthèce vu en coupe. C : Coupe montrant la structure de la paroi périthéciale. D : Asque et paraphyse. E : Structure de l'appareil apical d'asques à différents stades. F : Ascospores.

Taxonomie

Rosellinia pepo a été décrit en 1908 par Patouillard (*in* Champignons nouveaux ou peu connus, *Bull. Soc. Mycol. Fr.*, T. XXIV, p. 9 ; *Syll.* XXII, p. 102) qui en donne la diagnose suivante : Périthèces dispersés ou en groupes, disposés sur un subiculum crustacé portant les conidies : globuleux, quelque peu pédonculés ; 2,5-3 mm diam., brun foncé, carbonacés, munis d'un ostiole conique, noir brillant, restant fermé, entouré d'une auréole plus foncée quelque peu aplatie. Les asques sont allongés, aplatis à l'apex, munis d'un pore ovoïde, bleu avec l'iode, très atténués au-dessous, octosporés, 10-12 μ de large ; nombreuses paraphyses linéaires. Spores brunes, droites, fusiformes, pointues à chaque extrémité, 62-67 × 8-9 μ, tout d'abord agrandies par un halo transparent, plus tard nues. Conidiophores érigés, 1-3 mm de long × 30-60 μ de large, composés d'hyphes brunes, septées, de 4-6 μ d'épaisseur, situés sur le subiculum crustacé. Conidies non observées.

En comparant ces caractères microscopiques à ceux du *Rosellinia*, que nous venons de décrire sur caféiers, nous constatons que les dimensions des périthèces sont presque identiques et que leur forme et leur structure sont les mêmes. Patouillard ne mentionne pas la longueur des asques ; quant à leur largeur (10-12 μ), elle entre dans les limites de celles de notre *Rosellinia* (8-12 μ). La forme des ascospores, entourées d'un halo transparent qui disparaît par la suite, est la même dans les deux cas ; leurs dimensions sont également presque identiques (50-69 × 7-9 μ au lieu de 62-67 × 8-9 dans la diagnose de Patouillard). De cette comparaison, nous concluons qu'il s'agit de la même espèce, *Rosellinia pepo* Pat.

Propagation de la maladie et facteurs favorables. Pénétration du parasite

Les conidies de la forme *Graphium* et les ascospores des périthèces, transportées par le vent et les insectes à de grandes distances, constituent une source inépuisable de dissémination du parasite. Nous avons vu que les deux formes, conidienne et ascosporée, apparaissent sur les racines, le collet et la base de la tige des caféiers morts, ainsi que sur leurs débris et ceux d'autres plantes ligneuses tombés à terre et pourrissants dans les lieux humides et ombragés.

La propagation de la maladie se fait aussi à de faibles distances et à travers le sol par l'intermédiaire des filaments mycéliens agrégés, logés dans les racines des caféiers affectés ainsi que des souches laissées dans les plantations après abattage de la forêt. Circulant dans le sol, ils viennent au contact des racines des plantes voisines, surtout dans les plantations à faibles écartements et, s'y installant, provoquent l'infection. Ainsi, de proche en proche, la maladie s'étend en cercle autour d'un point primaire d'attaque. Les débris végétaux, feuilles, brindilles, etc..., des caféiers et autres plantes d'ombrage, de couverture, ou spontanées, se trouvant à la surface du sol humide, peuvent servir de support de vie saprophytique au *Rosellinia* ; au contact ou au voisinage du collet des caféiers, le mycélium qu'ils hébergent peut leur communiquer la maladie.

Le développement et l'extension du champignon sont liés aux conditions du milieu. Dans les régions à pluviométrie élevée, humides, dans les plantations denses, ombragées, mal aérées, à sol riche en humus et débris végétaux, son évolution saprophytique est favorisée. La nature du sol joue également son rôle. En 1941, Waterston (213) constatait que *R. pepo* préférait les sols sablonneux à texture légère, et que l'infection des jeunes plantules de cacaoyers était plus rapide dans les terres peu humides (35-65 %) et bien aérées. Le même auteur cite que l'optimum d'humidité du sol afin que *R. pepo* agisse en parasite actif, se maintenait, pour Toovey, aux environs de 53 %. Nous avons également constaté dans une plantation de caféiers de la Lobaye, établie sur sols sablo-argileux incomplètement essouchés, un pourcentage de mortalité due à *R. pepo* bien supérieur à celui des caféiers atteints par *R. bunodes*, alors que le contraire était observé dans deux plantations à terre lourde. Cependant, nous avons trouvé aussi *R. pepo* à plusieurs reprises dans des caféières à sols lourds et argileux.

La pathogénéité de *R. pepo*, qui est à la fois un parasite de blessures et de faiblesse, a été démontrée expérimentalement sur *Hibiscus* par Toovey et par Waterston (*l. c.*) sur jeunes plantules de cacaoyers Forastero dans les champs et au laboratoire. Dans ce dernier cas, les plants inoculés à l'âge de trois semaines mouraient quatorze jours après.

Dégâts et moyens de lutte

La « pourriture noire » des racines de caféiers, due à *R. pepo*, est assez fréquente dans les plantations du Sud-Ouest de l'Oubangui-Chari, ainsi que dans l'Est. Les dommages imputables à ce

parasite sont moins importants que ceux de *R. bunodes* et *R. necatrix*. Un contrôle effectué dans les parcelles de Boukoko et dans deux plantations âgées de la Lobaye, a montré que 2 à 7 % des pieds morts de pourridiés souffraient d'attaques de *R. pepo* contre 12 à 17 % de *R. bunodes*.

Les moyens de lutte préconisés contre ce pourridié sont les mêmes que dans le cas des autres *Rosellinia*. Dans les cacaoyères affectées, Nowell (135) conseillait l'ouverture de tranchées, disposées en échiquier sous les racines latérales, afin de stopper la progression du mycélium, ainsi que l'arrachage et l'incinération des arbres atteints avec toutes leurs racines, le nettoyage de la surface du sol et l'aération des couches plus profondes avant de replanter. Outre ces mesures générales et l'application d'écartements suffisants permettant une bonne aération, Negretti (131) proposait la désinfection du sol avec de la chaux vive ou du sulfate de fer. D'après Walters (207), la maladie était en régression à Sainte-Lucie grâce aux seules opérations suivantes : incinération du matériel atteint et isolement des zones infectées par des tranchées profondes. Plus tard (210, 211), constatant que la maladie devenait plus virulente sur cacaoyers lorsque les *Erythrina* « immortelle », arbres d'ombrage très sensibles, étaient arrachés, il conseillait soit leur remplacement par des *Gliricidia*, hautement résistants, soit la réduction graduelle de l'ombrage par élagage, cette dernière mesure étant jugée moins néfaste.

* * *

IV. — *Rosellinia arcuata* Petch

Rosellinia arcuata, décrit pour la première fois par Petch en 1916 sur racines de théier à Ceylan, est une espèce polyphage causant une pourriture noire répandue dans les pays chauds et humides, en particulier en Extrême-Orient, où elle a été signalée comme parasite de nombreuses plantes ligneuses cultivées, ainsi que de plantes d'ombrage et de couverture. Elle se développe également en saprophyte sur les débris végétaux dans les lieux humides et ombragés.

En Asie, *R. arcuata* constitue un redoutable parasite des théiers. En 1923, Petch (143) le considérait comme le plus commun des *Rosellinia* sur théier à Java, à Ceylan et aux Indes, où Tunstall l'observait déjà en 1922 (189), puis en 1929 (190), 1940 (191) et 1947 (192). Également aux Indes, Mc Rae (112) mentionnait, en 1923, que sa fréquence était souvent due à la présence de racines de *Cinchona* dans le sol ; il était encore observé par Subba Rao (177) en 1941, Mac Alpine (107) et De Jong (56, 57) de 1951 à 1953. Selon Bernard (22), ce parasite causait de graves dégâts dans les plantations âgées de théiers à Java et Sumatra en 1923. Dans ces possessions hollandaises, sa présence est encore signalée, de 1927 à 1940, par Steinmann (172, 174) sur *Crotalaria*, *Indigofera* et *Leucaena glauca* interplantés dans les théiers, par Leefmans (101-103) sur théier, *Crotalaria* et *Cinchona* ; sur ce dernier hôte par Van Der Goot (196) et Keuchenius (96) qui, à Sumatra, le considérait également comme l'un des plus graves ennemis du théier ; par Kalis (95) sur hévéa à Java ; sur théier, par Vollema (206), Heubel (89), D'Angremond (50), qui l'observait encore sur *Tephrosia* ; sur *Citrus* par Muller (122), etc... De même à Ceylan, il est très répandu :

En 1925, Gadd (64) le reconnaissait sur figuier, puis sur théier (65, 68, 70) dont, associé à *Fomes lamaoensis*, *Poria hypolateritia*, *Ustulina zonata* et *Botryodiplodia theobromae*, il provoquait une pourriture des racines s'étendant en taches. Le même auteur le signale encore sur *Tephrosia* (71) et sur *Indigofera* (73) cultivés en interlignes dans les plantations de théiers. En 1927, Steinmann (172) l'observait sur *Tephrosia* et *Erythrina*, et, en 1931, Haigh (84) sur pommier. D'après Tubbs (185) en 1947, *R. arcuata* était moins répandu sur théier que *Poria hypolateritia*.

En Europe et en Amérique, ce champignon n'a été signalé jusqu'ici sur aucune plante. En Afrique, Stoffels (176) notait sa présence en 1945 sur *Cinchona* au Congo Belge.

Sur caféiers, *R. arcuata* ne semble pas fréquent. Pour la première fois, Mayne (111) signalait en 1931 qu'un *Rosellinia*, probablement *arcuata*, causait, avec *Fomes lamaoensis*, la plus commune maladie des caféiers aux Indes. Au Congo Belge, Hendricks (88) rapportait qu'en 1938, les racines des caféiers étaient affectées par un *Rosellinia* que l'absence de fructifications ne lui permit pas d'identifier avec certitude à l'espèce *arcuata*. En Oubangui-Chari, nous avons observé pour la première fois cette pourriture noire au début de 1955 dans quelques plantations de caféiers de la zone forestière de la Lobaye. Sa détermination a été faite grâce à la présence de fructifications conidiennes et de périthèces trouvés à plusieurs reprises sur *C. excelsa* et *robusta* morts, ainsi que sur des fragments de ces espèces en voie de décomposition. Les périthèces ont été également observés sur *Cassia spectabilis* à la Station de Boukoko.

Fig. 15. — Aspect du mycélium de *R. arcuata* sur racine de caféier *robusta*.

Symptômes

Rosellinia arcuata s'attaque aux caféiers de tout âge, affectant le système radiculaire et le collet, parfois même la base des tiges, provoquant des altérations profondes dans les tissus envahis qui se traduisent, dans la plupart des cas, par la mort des sujets atteints. La maladie se manifeste, comme dans le cas des autres *Rosellinia*, par un arrêt de la végétation suivi du jaunissement partiel, puis total du feuillage et, quelque temps après, d'une chute massive des feuilles avec dessèchement des rameaux et mort des pieds attaqués.

L'arrachage de caféiers morts met en évidence une altération profonde des racines et du collet. Leur surface est couverte d'hyphes mycéliennes gris blanchâtre au début (fig. 15), puis noires, parfois même anastomosées, formant un réseau plus ou moins dense. Sur les racines mortes depuis longtemps, le champignon forme des croûtes noires étroitement appliquées contre l'écorce et mélangées à la terre plus ou moins humide qui adhère fortement. Les hyphes atteignent le collet et parfois le dépassent, formant des masses mycéliennes lâches qui l'enveloppent complètement. Sur les sujets anciennement attaqués, le collet et la base de la tige sont entourés d'une croûte noire constituant un véritable manchon qui écarte l'écorce. En décortiquant les grosses racines, on constate entre le bois et l'écorce de véritables plaques mycéliennes, s'étalant en éventails et en étoiles, de coloration blanchâtre. Le tissu cortical, entièrement envahi par le mycélium du champignon, s'altère profondément, devient cassant et tombe en lambeaux, mettant le bois à nu, surtout au niveau du collet. Après avoir atteint la surface du cylindre cental, le mycélium pénètre le bois à travers les rayons médullaires complètement envahis, en formant des plaques noires disposées irrégulièrement, qui se distinguent, sous forme de traînées noires, dans les coupes transversales. Les coupes longitudinales permettent d'observer une altération profonde du bois, qui porte des bandes brunes et des traînées noires irrégulières formées par les plaques mycéliennes qui s'y sont insinuées. La disposition des hyphes en étoiles et en éventails à la surface du cylindre central ressemble beaucoup à celle de *Rosellinia pepo* ; elles s'en différencient cependant par leur coloration blanc grisâtre, alors qu'elles sont gris fumé chez *R. pepo*.

En général, les jeunes sujets meurent rapidement au bout de quelques mois, par contre l'évolution des symptômes est lente chez les caféiers âgés. Elle est plus rapide sur les plantes affaiblies par des causes diverses, pendant une période critique de la végétation ou une période de sécheresse prolongée, plus lente pendant la saison pluvieuse et dans les régions humides, l'évaporation de la plante étant moins forte.

Etude microscopique

1° Forme conidienne (fig. 17, A, B et C).

Les fructifications conidiennes de ce *Rosellinia* sont du type général *Graphium*. Elles se forment abondamment à la surface des racines dénudées, du collet et à la base des tiges, quelque temps après la mort des caféiers, surtout dans les localités humides et les lieux ombragés. Nous les avons trouvées également à la surface des fragments de branches, rameaux et racines de caféiers, pourrissants à terre. Nous avons souvent observé la présence des deux formes, conidienne et ascosporée, sur les mêmes organes, surtout de caféiers morts depuis longtemps.

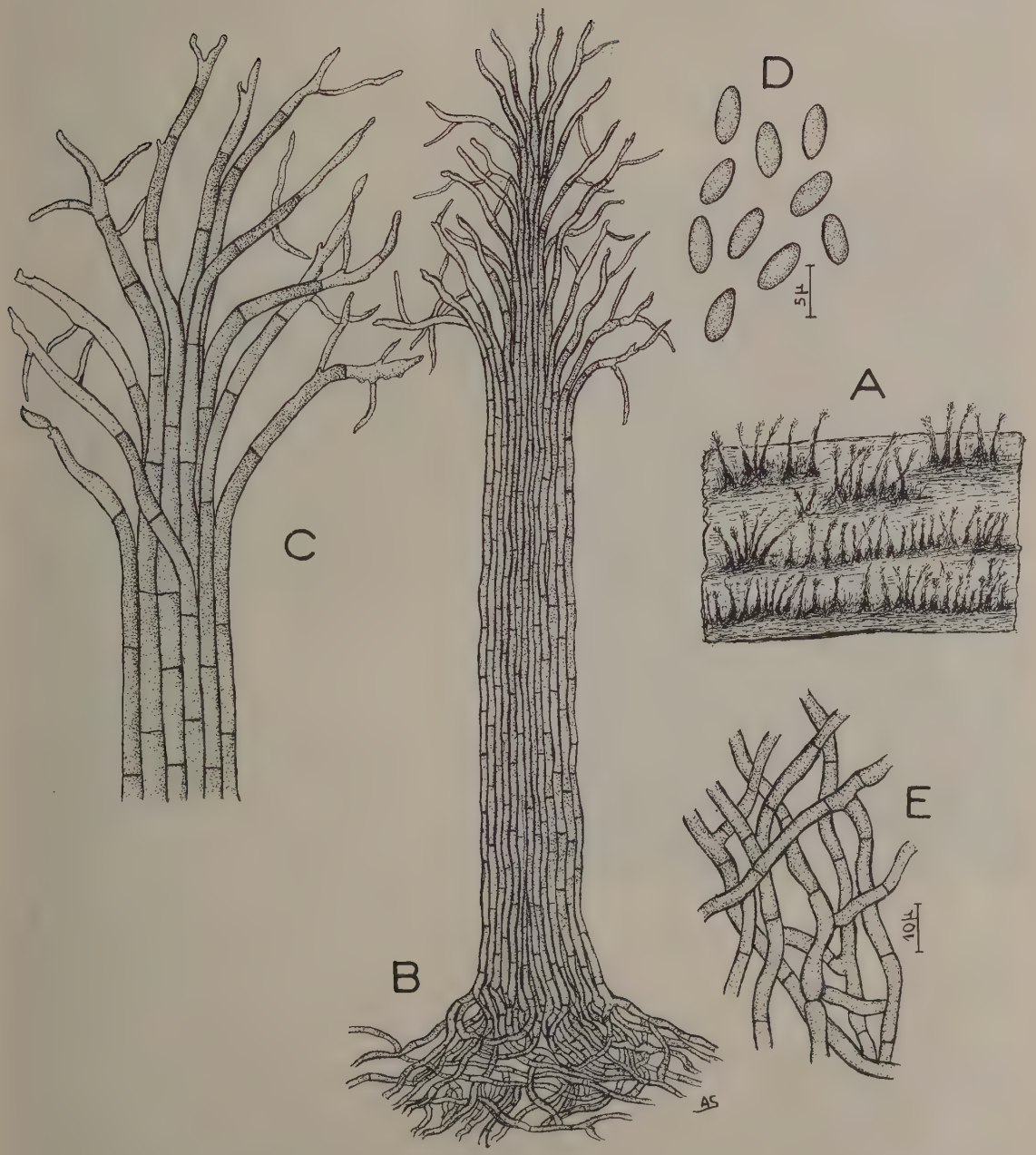

FIG. 17. – Forme conidienne de *R. arcuata*. A : Aspect schématique. B : Corémie du genre *Graphium*. C : Son extrémité conidifère fortement grossie. D : Conidies. E : Mycélium.

Elles apparaissent sous forme de colonnettes érigées, ou corémies, naissant sur un stroma feutré noir à noir pourpre, disposées verticalement par rapport à la surface du support et mesurent 1,5-2,5 mm de haut sur 80-100 μ de large. Elles sont formées d'hyphes agrégées parallèlement, de coloration brun foncé, septées, de 3-3,5 μ de diamètre. Vers l'extrémité, ces hyphes s'écartent en touffes, donnant des ramifications courtes, incolores, aux extrémités desquelles naissent les conidies. Celles-ci sont hyalines à faiblement jaunâtres, de forme ovoïde à oblongue et mesurent 3,5-6 × 2 μ (fig. 17, D). Elles se détachent facilement, surtout pendant les périodes humides et, transportées par le vent, elles constituent une source importante de dissémination de la maladie. Lorsqu'elles sont attachées aux filaments conidifères, elles apparaissent sous forme de boules incolores à légèrement brunâtres.

Fig. 18. — Périthèces de *R. arcuata* sur racines de *C. robusta* (× 5).

2° Forme ascosporée.

A) Périthèces (fig. 18).

Les périthèces de *R. arcuata* sont nombreux, densément grégaires, souvent coalescents, moins souvent isolés ou par groupes de trois à cinq éléments. Au début, ils sont presque entièrement enfoncés dans un stroma épais, brun roux puis noir, à surface soyeuse surtout lorsque les fructifications conidiennes coexistent (fig. 19, A) ; après la disparition de celles-ci, les périthèces reposent sur un stroma noir crustacé qui couvre une grande surface des organes des caféiers atteints, ou bien ils y sont partiellement inclus. Les périthèces sont globuleux, presque sphériques à subglobuleux, de 1,5-2,5 mm de diamètre, noir carbonacé, durs, coriaces, cassants, à surface lisse à très finement granuleuse. Ils sont pourvus d'un ostiole conique bien développé, à surface noire, lisse et brillante, mesurant 100-200 μ de haut sur 300-400 μ de large à la base.

La structure de leurs parois est presque comparable à celle des périthèces des autres *Rosellinia* décrits. Elle comprend trois couches distinctes (fig. 19, B). La couche externe, de 120-140 μ d'épaisseur, est composée de plusieurs assises de cellules superposées, allongées et à contour irrégulier, à membrane très épaisse, brun noir, surtout celle des cellules des couches externes dont la lumière a presque disparu. C'est cette couche qui rend coriace la structure des périthèces. La couche moyenne ne mesure que 25-30 μ d'épaisseur et est formée de dix à douze assises de cellules superposées, allongées et aplaties, à membrane mince, parfois irrégulièrement épaissie, et brunâtre. La couche interne comprend deux ou trois assises de grandes cellules hexagonales et trois ou quatre assises de cellules à contour irrégulier, à membrane très mince et incolore, dont le cytoplasme est bourré de nombreuses granulations lipidiques qui rendent leur examen difficile. C'est sur ce tissu pseudoparenchymateux qui atteint presque la base de l'ostiole que prennent naissance les asques et les paraphyses.

Le stroma qui porte les périthèces est relié à ces derniers par des hyphes mycéliennes brunes, cloisonnées et très ramifiées, de 3-3,5 μ de diamètre (fig. 17, E). Prenant profondément naissance dans le tissu cortical de son support, il est formé de filaments mycéliens densément entremêlés, à membrane très épaisse dont l'ensemble constitue une masse compacte et noire en profondeur. En surface, le mycélium devient lâche et libre donnant au stroma un aspect feutré.

B) Asques (fig. 19, C).

Les asques prennent naissance sur les parois internes et latérales du périthèce. Ils sont nombreux, cylindriques, 230-300 × 9-12 μ, droits à flexueux, à membrane mince et incolore sauf dans la

région apicale, où elle paraît plus épaisse, à apex arrondi et à base longuement pédicellée. Ils sont accompagnés de très nombreuses paraphyses filiformes, incolores, cylindriques, de 2-2,5 μ de diamètre, cloisonnées transversalement, plus longues que les asques, libres au sommet et dont le cytoplasme contient de nombreuses gouttelettes lipidiques. Les asques sont octosporés et les ascospores verticalement monostiches, rarement subdistiches. Exceptionnellement, les asques portent moins de huit ascospores.

Leur appareil apical est à réaction amyloïde, aussi bien visible dans les asques jeunes que dans les asques mûrs (fig. 19, D). Il est formé de deux anneaux apicaux, dont le supérieur est plus court et plus large que l'autre, qui occupe la presque totalité de la chambre sous-apicale. Comme chez les *Rosellinia* précédemment étudiés, l'ensemble de ces deux anneaux a l'aspect d'un « bouchon de champagne perforé ». La calotte apicale est épaisse et, au-dessous, la ponctuation du coussinet apical est facile à distinguer. L'anneau périapical est bien développé, incolore, mais facilement perceptible par sa réfringence. Dans certains asques, l'appareil apical est rejeté de côté par l'extrémité de la dernière ascospore qui atteint l'extrémité de la chambre sous-apicale. Cela montre que cet appareil ne sert aucunement à préparer la déhiscence de l'asque et la libération des ascospores, mais qu'il se comporte seulement, ainsi que l'a défini Chadefaud (36), comme un dispositif anatomique ayant perdu son utilité première, caractéristique des *Rosellinia*.

C) Ascospores (fig. 19, E).

Jeunes, elles sont incolores, munies d'une ou deux gouttelettes lipidiques réfringentes. A maturité, elles deviennent brunes, puis brun foncé fuligineux, opaques, munies ou non d'une grosse gouttelette. Unicellulaires, fusiformes, dissymétriques, inéquilatérales avec un côté plus bombé, rarement naviculaires, aux extrémités élancées et amincies, elles mesurent 46-60 × 5-6 (Moy. : 54,1 × 5,1) μ. Elles sont pourvues d'un sillon germinatif, allongé et étroit, qui atteint le tiers de leur longueur, pas toujours perceptible, il mesure 18-20 × 1 μ.

La libération des ascospores se fait par gélification des parois latérales de l'asque qui se produit généralement de bonne heure.

Taxonomie

Les caractères de ce Pyrénomycète Sphériale, et plus spécialement la structure des périthèces à parois bien définies, la présence d'un stroma superficiel d'origine profonde sur lequel ils reposent, l'appareil apical des asques à réaction amyloïde, en forme de « bouchon de champagne perforé » caractéristique des Xylariacées typiques, la forme et les dimensions des asques longuement pédicellés, la présence de paraphyses filiformes à sommet libre, d'ascospores unicellulaires, brun fuligineux, opaques, correspondent bien à ceux du genre *Rosellinia* De Notaris.

Petch (*in* Rev. Ceylon Fungi, *Ann. Roy. Bot. Gard. Peradeniya* VI, P. II ; *Syll.* XXIV, p. 834) donnait en 1916 la diagnose suivante de *Rosellinia arcuata*, décrit pour la première fois : Périthèces grégaires, au début immergés dans un mycélium brun pourpre, brun noir, puis noir, libres, carbonacés, globuleux, modérément déprimés ; 1,5-2,4 mm diam., lisses, à ostiole conique de 0,1 mm haut × 0,4 mm à la base. Asques cylindriques, 300 × 8 μ. Spores obliques, monostiches ; paraphyses, 2 μ diam., de même longueur que les asques. Spores noires, cymbiformes, aux extrémités effilées, souvent un peu contractées, 30-47 × 5-7 μ.

La comparaison des caractères microscopiques donnée par Petch à ceux du *Rosellinia* étudié en Oubangui-Chari, permet de constater que la forme et les dimensions des périthèces sont identiques dans les deux cas ; de même pour les asques. Quant aux ascospores, leur forme est semblable, mais leurs dimensions diffèrent, surtout en longueur. Les dimensions données par Steinmann (172), qui étudiait *R. arcuata* sur théier à Java en 1927 (périthèces : 2-2,5 mm diam. ; spores, 52-67(63) × 6-7,5 μ), se rapprochent davantage des nôtres. En 1930-31, Bally (11, 12), ne précisait que les dimensions des périthèces, glabres (1,5-2,4 mm). Celles des ascospores « fusiformes, aux extrémités en courtes pointes », ne figurent pas.

En tenant compte des caractères macroscopiques et microscopiques, autres que les dimensions des ascospores, donnés par Petch, et des dimensions de Steinmann, nous concluons que l'espèce que nous venons d'étudier est bien *R. arcuata*.

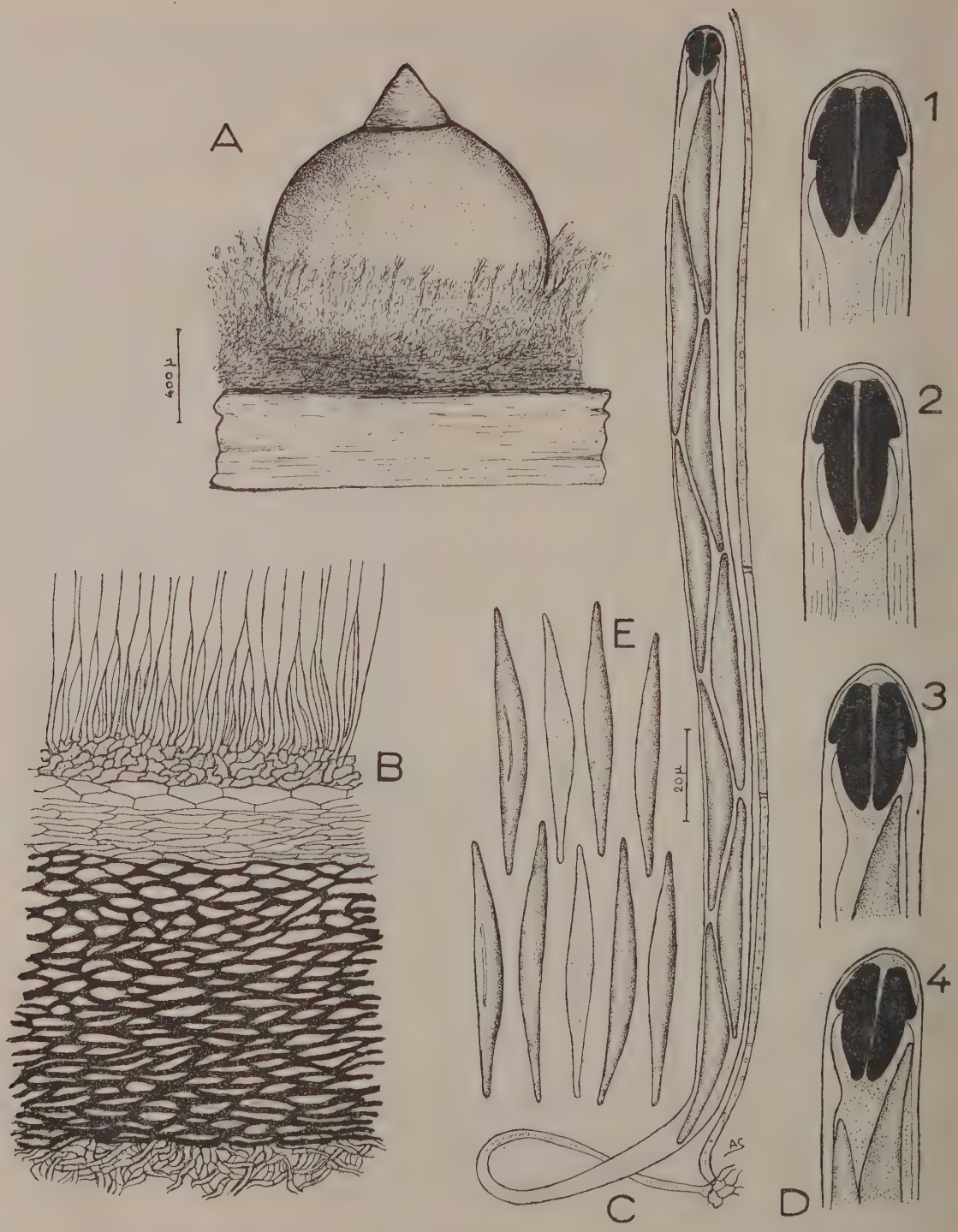

FIG. 19. — Forme ascosporée de *R. arcuata*. A : Périthèce enfoncé dans un stroma soyeux portant des fructifications conidiennes. B : Coupe montrant la structure de la paroi périthéciale. C : Asque et paraphyse. D : Structure de l'appareil apical d'asques à différents stades. E : Ascospores.

Propagation de la maladie. Pénétration du parasite

La maladie se propage par les conidies de la forme *Graphium* et par les ascospores des périthèces, qui se forment abondamment sur les sujets morts de la maladie, ainsi que sur les fragments en décomposition de caféiers et autres plantes, tombés à terre dans les lieux humides et ombragés. A faible distance, à travers le sol, les filaments rhizomorphiques du champignon, hébergés par les racines des caféiers atteints, par les plantes de couverture et d'ombrage (*Indigofera*, *Tephrosia*, *Leucaena*, *Cassia*, etc...) et par les souches d'arbres restées dans les plantations après l'abattage de la forêt, propagent également la maladie en venant au contact du collet ou des racines des caféiers voisins. L'extension se fait ainsi en tache circulaire à partir d'un arbre infecté.

En 1927, Steinmann (*l. c.*) indiquait qu'à Java, *R. arcuata* et *R. bunodes* se rencontraient presque exclusivement dans les jeunes sols volcaniques neutres, où l'acidité d'échange n'excède pas 1, ou l'acidité hydrolytique 55. Le même auteur et D'Angremond (50), parmi d'autres, signalent que les attaques de *R. arcuata* sont très fréquentes à Sumatra sur sols lourds de forêt. A Ceylan, Gadd (72) remarquait qu'elles s'observaient sur sols couverts d'épaisses couches de feuilles tombées à terre dans les plantations de théiers. D'après Subba Rao (177), la présence de matières organiques en décomposition est essentielle pour le développement de l'infection et la maladie, qui tolère modérément l'acidité, prospère dans les sols neutres et alcalins. En résumé, le parasite trouve des conditions favorables à son développement dans les plantations âgées, touffues, humides, mal aérées et mal entretenues, établies sur des sols forestiers incomplètement essouchés, riches en humus et débris végétaux, à plan d'eau élevé pendant la saison pluvieuse. Comme les précédents *Rosellinia*, *R. arcuata* est capable de pénétrer directement les tissus des caféiers affaiblis ou peu vigoureux qui réagissent mal à l'égard du parasite. Il peut cependant s'attaquer aux caféiers vigoureux, dont les racines superficielles, le collet et la base de la tige portent des blessures ou traumatismes quelconques servant de portes d'entrée au champignon. Selon Gadd (65), il est particulièrement virulent dans les plantations qui n'ont pas encore été affaiblies par des attaques d'autres parasites.

La pathogénéité de *R. arcuata* a été démontrée expérimentalement sur théiers sains par Petch (144) et par Gadd (66) en 1928. D'après ce dernier, le champignon, après avoir attaqué le sommet de la racine, s'étend vers le bas et les racines latérales et provoque la mort des jeunes plantules contaminées artificiellement au bout de deux mois. D'après Subba Rao (*l. c.*), l'infection peut commencer près du collet, quelquefois au-dessus, et s'étend à la fois vers le haut et vers le bas.

Dégâts et moyens de lutte

Jusqu'ici, la pourriture noire des racines due à *R. arcuata* n'a été observée que, très sporadiquement, dans quelques plantations âgées de la zone forestière de la Lobaye, où demeurent encore de nombreuses souches dépérissantes. Ses dégâts sont minimes et il ne constitue pas actuellement un parasite important des caféiers d'Oubangui-Chari.

Les moyens de lutte contre ce *Rosellinia* sont, à titre préventif et curatif, strictement les mêmes que ceux énumérés précédemment pour les autres espèces.

Citons les méthodes préconisées en Asie par les différents auteurs qui ont étudié cette maladie. En 1922, aux Indes, Tunstall (189) conseillait le chaulage du sol et l'exposition du collet des arbres adjacents aux plantes infectées. Aux Indes Néerlandaises, Bernard (22) prescrivait, l'année suivante, d'ouvrir des tranchées, de chauler le sol et de ne pas replanter de théiers avant longtemps. Outre l'isolement des zones infectées par des tranchées de 1 mètre de profondeur dans les plantations de théiers de Java, Steinmann (172) jugeait nécessaire d'appliquer 100 g de sulfate d'aluminium par mètre carré de surface afin d'augmenter à 2 l'acidité d'échange dans les sols neutres, degré limite pour l'infection par les *Rosellinia*. Il considérait qu'une méthode, plus économique et sans doute plus efficace, consisterait en traitement du sol avec l'alun ou le soufre colloïdal. Une pratique jugée encore meilleure était signalée à Java en 1936 (221) : il s'agissait de remplacer l'épandage de soufre par le mélange du désinfectant au sol dans les trous de plantation des théiers. En 1928, Gadd (67), à Ceylan, estimait que l'emploi de chaux n'était pas recommandé. Pour lutter contre la maladie sur *Citrus*, aux Indes Néerlandaises, Muller (122) conseillait l'excision des racines malades, ainsi que l'application de 1,5 à 3 kilogrammes par arbre de cendre sulfureuse contenant 60-70 % de soufre et de la même quantité dans le sol environnant. Aux Indes, les mesures suivantes étaient prescrites par Subba Rao (*l. c.*) en 1941 : suppression de toute source d'infection avant la désinfection ; nettoyage du terrain ; élimination des mauvaises herbes, mulch, débris de taille ; dégagement du

collet pour constater la présence du champignon. Si l'infection est superficielle, appliquer un fongicide en grattant ou non le mycélium superficiel. L'auteur avait obtenu des résultats encourageants après une seule application de bouillie bourguignonne à 1 %, qui exerçait en même temps sur les théiers un effet tonique (formation de bourgeons sur la partie traitée) et conseillait une surveillance constante de tous les arbres ainsi traités. En 1953, également aux Indes, De Jong (57) proposait d'enlever le mulch autour des théiers morts et de quatre à cinq arbres voisins.

* * *

V. — *Rosellinia Didolotii* n. sp.

Des troncs de *C. robusta*, morts depuis longtemps, ainsi que des branches et rameaux morts et tombés à terre, portaient à leur surface et dans les fissures de l'écorce de nombreux conceptacles

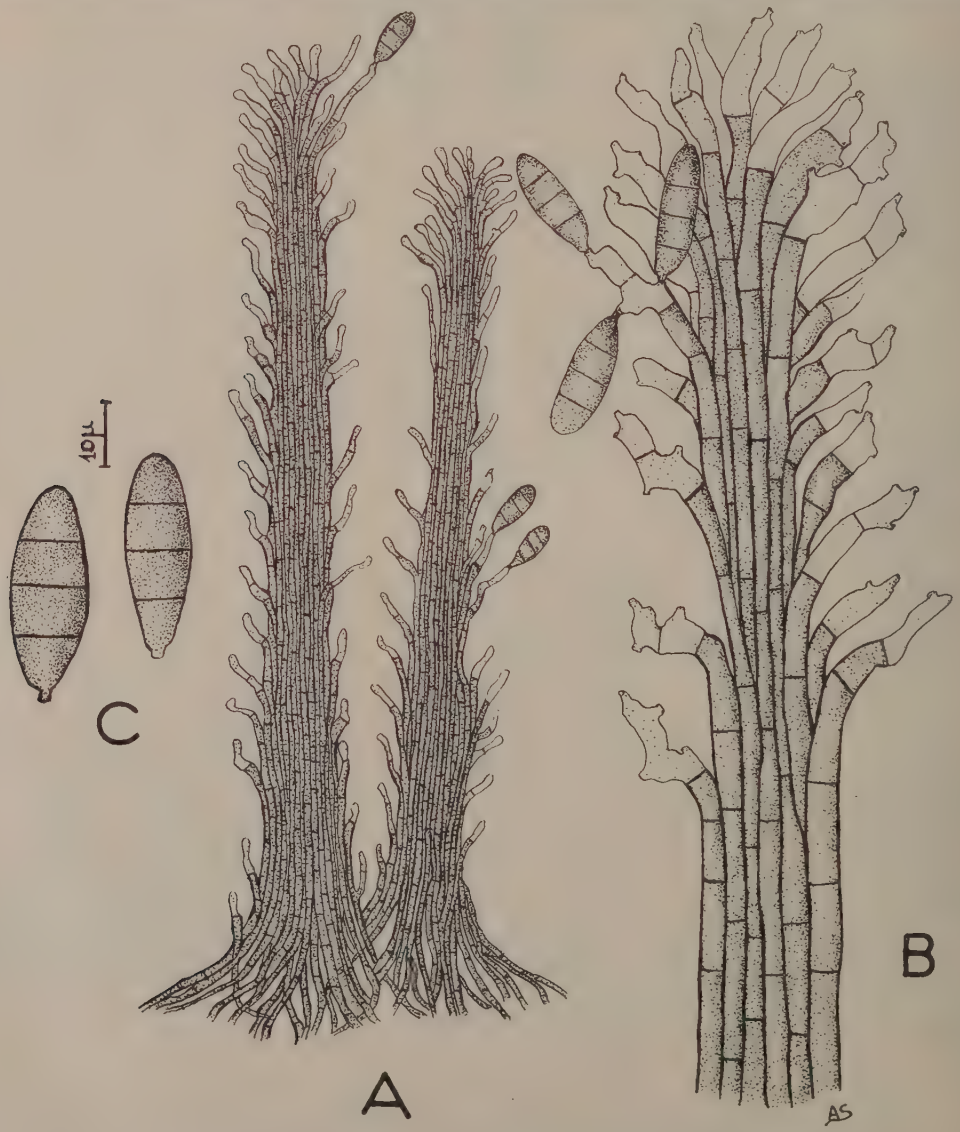

Fig. 20. — A : Corémies observées à proximité des périthèces de *Rosellinia Didolotii*.
B : Extrémité conidifère d'une corémie, fortement grossie. C : Conidies.

noirs, densément grégaires, coalescents, rarement isolés, volumineux et rugueux au toucher, reposant ou en partie enfoncés dans un subiculum crustacé. Ce champignon paraît très répandu.

Etude microscopique

1° Forme conidienne.

Les fructifications conidiennes, du type *Graphium* comme celles de la plupart des *Rosellinia*, n'ont pu être observées sur aucun des échantillons récoltés en Oubangui. Sur certains exemplaires, nous avons constaté, à côté des périthèces, la présence de colonnettes d'une Stilbacée (fig. 20). Brun roux à brun noir, constituées par des filaments agrégés, bruns, à membrane épaisse, cloisonnés transversalement, de 4-6 μ de large, elles mesurent 800-1000 × 50-100 μ. Les extrémités des filaments s'écartent et, par bourgeonnement, donnent naissance à des conidies ovoïdes, triseptées, brunes, apiculées à la base, de 24-28 × 9-11 μ, du genre *Arthrobotryum*. Nous n'avons pas pu démontrer jusqu'ici le rapport existant entre ce champignon et le *Rosellinia* décrit ci-après.

Fig. 21. — Périthèces de *R. Didolotii* à la base du tronc d'un caféier *robusta* (× 4).

2° Mycélium.

Le mycélium est cylindrique, brun noir, cloisonné transversalement et très ramifié ; son diamètre varie entre 4 et 6 μ. En profondeur, il devient compact, ses parois s'épaississent et il forme un stroma assez épais, feutré en surface au début, devenant crustacé, dur et non velu en vieillissant. Le stroma prend naissance dans les couches profondes du tissu cortical ; en s'épanouissant à sa surface, il forme de véritables couches étalées sur plusieurs centimètres.

3° Forme ascosporée.

A) Périthèces (fig. 21).

Ils coexistent souvent avec les fructifications conidiennes, surtout au début de leur formation. Ils sont densément grégaires, souvent coalescents, soudés par deux-trois éléments, rarement isolés, logés soit dans les fissures de l'écorce, soit à sa surface, reposant, ou le plus souvent enfoncés en partie dans un subiculum noir, compact et soyeux en surface. De forme globuleuse à subglobuleuse, parfois légèrement aplatis par suite de compression latérale réciproque, ils mesurent 1,5-2 mm de diamètre ; leur base est souvent pédonculée (fig. 22, A). Noir carbonacé, glabres, coriaces, durs et cassants, rugueux au toucher, à surface densément couverte de verrues quelque peu pyramidales et à disposition concentrique, ils sont munis d'un ostiole peu développé, comprimé, tronconique, à surface lisse, noire et brillante.

La paroi des périthèces, irrégulièrement épaisse, peut atteindre jusqu'à 200 μ d'épaisseur au niveau des verrues. Elle est composée de trois couches bien distinctes (fig. 22, B) dont la plus externe, la plus épaisse, mesure 120-150 μ ; elle est formée de plusieurs assises de cellules irrégulièrement allongées, de coloration brun foncé, à membrane fortement épaissie surtout dans les couches les plus externes, qui donne aux périthèces leur structure dure et coriace. La couche moyenne, de 10-15 μ d'épaisseur, est formée de six-huit assises de cellules allongées, aplaties, à membrane relativement mince et brunâtre. La couche interne est formée du même nombre environ d'assises de grandes cel-

lules polyédriques, à membrane très fine et incolore et dont le protoplasme contient de nombreuses granulations lipidiques rendant leur examen difficile. Sur l'assise la plus interne, prennent naissance des hyphes très courtes et à contour irrégulier, dont l'ensemble constitue un tissu pseudocellulaire sur lequel apparaissent asques et paraphyses. Ce tissu remonte les parois latérales du périthèce et atteint presque le niveau de la base de l'ostiole.

Les périthèces reposent sur un stroma, d'origine corticale profonde, compact, brun roux au début, puis noir, crustacé, feutré en surface. Il est formé d'hyphes brun noir à parois fortement épaissies et cutinisées, densément entremêlées et soudées les unes aux autres ; quelques-unes sont libres, ce qui donne au subiculum cet aspect feutré.

B) Asques (fig. 22, C).

Les asques tapissent les parois internes des périthèces. Cylindriques, rarement cylindro-claviformes, droits à faiblement courbes, à parois minces sauf dans la région apicale, à apex arrondi, à base se terminant en un long pédicelle, ils mesurent 170-230×12-17 μ. Ils sont accompagnés de très nombreuses paraphyses filiformes, cloisonnées transversalement, libres au sommet, plus longues que les asques, de diamètre variant entre 3,5 et 4, 5 μ et à protoplasme riche en gouttelettes lipidiques. En général, les asques contiennent huit ascospores, parfois moins, disposées obliquement ou verticalement sur un seul rang le long de la cavité ascale.

L'appareil apical des asques est à réaction amyloïde aussi bien visible dans les asques jeunes que dans les asques mûrs (fig. 22, D). Il est formé de deux anneaux apicaux dont l'ensemble a l'aspect d'un « bouchon de champagne perforé ». L'anneau supérieur est plus court et plus large que l'anneau inférieur, qui occupe presque toute la chambre sous-apicale, dont le protoplasme est, chez les asques jeunes, bourré de nombreuses granulations lipidiques. Le manchon périapical est bien développé et visible, mais ne présente aucune affinité pour l'iode. Sous la calotte apicale, relativement épaisse, on distingue les ponctuations du coussinet apical bien développé.

Dans l'ensemble donc, l'appareil apical de ce champignon est identique à celui des Xylariacées typiques. La libération des ascospores se fait dès leur maturité, non par déhiscence de l'asque, mais par gélification de ses tuniques latérales. C'est pourquoi peu d'asques contenant des ascospores mûres sont trouvés dans les préparations microscopiques.

C) Ascospores (fig. 22, E).

Les ascospores jeunes sont hyalines, uni à biguttulées, rarement non guttulées, devenant à maturité brunes, puis brun fuligineux, opaques, non guttulées (ou portant rarement une grosse goutte réfringente). Elles sont unicellulaires, fusoïdes, obovales, cymbiformes, parfois inéquilatérales, droites à faiblement courbes, aux extrémités obtuses, l'une parfois légèrement acuminée, munies d'un sillon germinatif allongé, étroit, occupant toute la longueur de la spore, perceptible dans quelques ascospores mûres. Elles mesurent 26-37×11-14 (Moy. : 30,1×12,9) μ.

Sur milieu potato dextrose agar, elles germent en donnant un mycélium incolore qui évolue en une colonie blanchâtre, laineuse en surface, atteignant 1-2 cm de diamètre au bout de vingt à vingt-cinq jours à 26°C. ; en vieillissant, elle devient brunâtre. Vers la périphérie de la culture, les hyphes s'étalent en éventails et restent toujours de coloration blanchâtre. Les fructifications conidiennes apparaissent au bout de deux mois sous forme de colonnettes dressées, brun noir, ayant le même aspect que sur support naturel. Les cultures, âgées de trois mois, ne portent jusqu'ici aucune trace de périthèce.

Taxonomie

Les caractères de ce Pyrénomycète, et plus spécialement la structure des périthèces, à parois bien définies, la présence d'un ostiole, l'appareil apical des asques ainsi que la présence de paraphyses à sommet libre, permettent de ranger ce champignon dans le groupe des Sphériales au sens de Miller (117, B).

La réaction amyloïde de l'appareil apical des asques, qui est en forme de « bouchon de champagne perforé », et la présence d'un stroma sur lequel reposent ou sont en partie enfoncés les périthèces, permettent de le classer parmi les Xylariacées typiques. Les asques à ascospores unicellulaires, brun fuligineux, opaques, les paraphyses à sommet libre, la structure de spérithèces, naissant

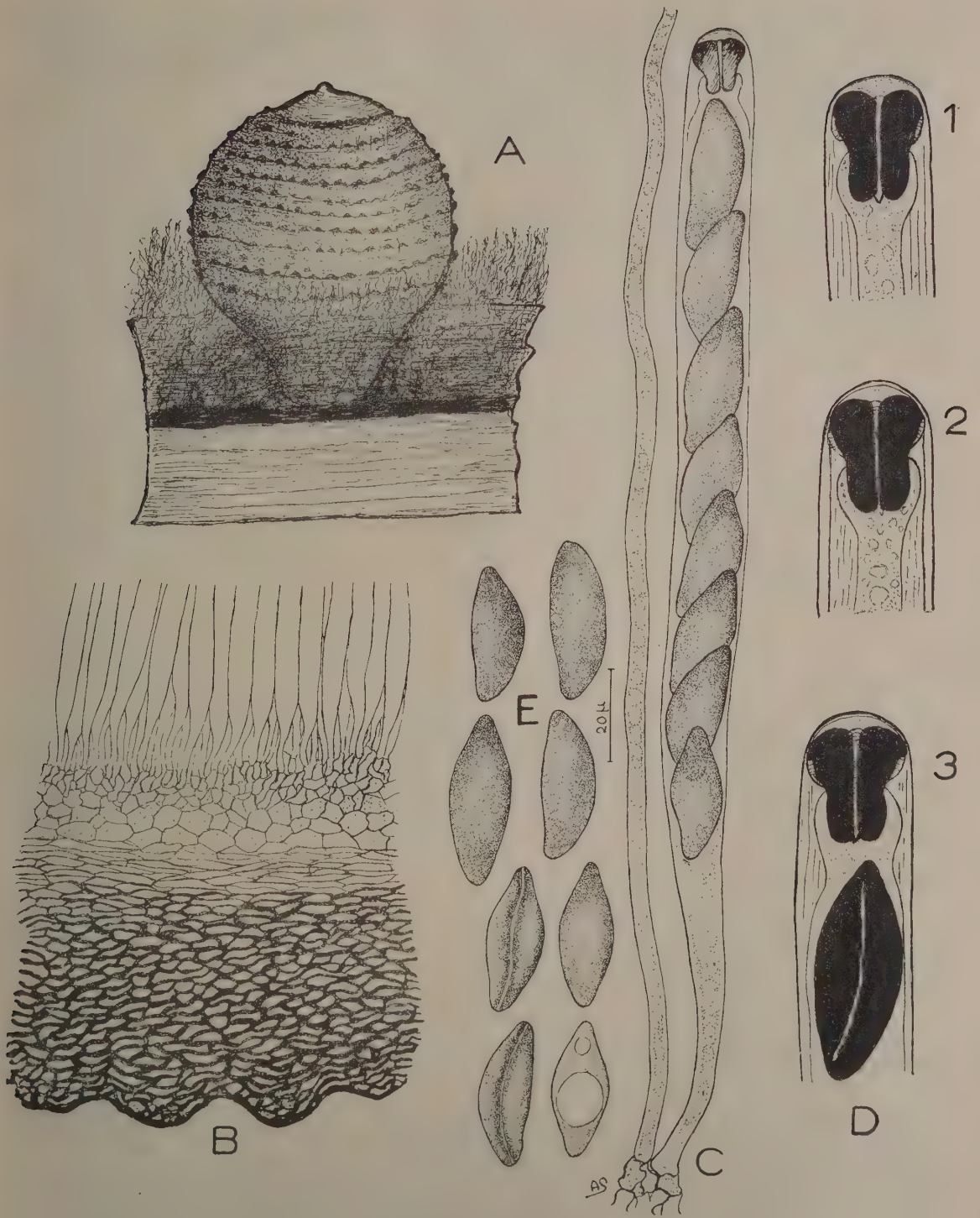

FIG. 22. — Forme ascosporée de *R. Didolotii*. A : Aspect d'un périthèce enfoncé dans un subiculum soyeux. B : Structure de la paroi périthéciale vue en coupe. C : Asque et paraphyse. D : Appareil apical d'asques à différents stades. E : Ascospores.

sur un stroma plus ou moins développé, correspondent bien aux caractères du genre *Rosellinia* De Notaris. Parmi les espèces décrites jusqu'ici sur *Coffea*, aucune ne répond aux caractères macroscopiques et microscopiques du présent *Rosellinia*. Parmi celles décrites sur différents hôtes (*Syll.* I, p. 252 ; IX, p. 495 ; XI, p. 280 ; XIV, p. 494 ; XVI, p. 435 ; XVII, p. 595 ; XXII, p. 102 ; XXIV, p. 826), seules les espèces suivantes s'en rapprocheraient :

Espèce	Périthèces	Asques	Ascospores
R. bresadolae Theiss. ..... Sur bois mort, Brésil (*Ann. Mycol.*, VI, 1908, p. 351 ; *Syll.*, XXII, p. 105).	1 mm haut.	200-220 × 15 µ	30-40 × 10-13 µ
R. picacea Massee ..... Sur écorce de bois mort, Singapour (*Kew Bull.*, 1898, p. 118 ; *Syll.*, XVI, p. 438).	1,5 mm Ø	300 × 18 µ	30 × 15 µ
R. poliosa Ell. et Ev. ..... Sur bois mort, Mexique (*Syll.*, XIV, p. 496).	1,75-2 mm Ø	150-200 × 13-16 µ	25-35 × 12-15 µ
R. Puiggarii Pat. ..... Sur bois pourrissant, Brésil (*Journ. Bot.*, 1888, p. 217 ; *Syll.*, IX, p. 497).	2-3 mm Ø	150 × 8-10 µ	32-40 × 8-10 µ
R. radiciperda Massee ..... Sur racines de *Pirus* et *Malus*, Nouvelle-Zélande (*Kew Bull.*, n. 109, 1896, p. 1 ; *Syll.*, XIV, p. 495).	2 mm Ø	—	30-40 × 8-10 µ
Rosellinia, sur caféier, Oubangui-Chari	1,5-2 mm Ø	170-230 × 12-17 µ	26-37 × 11-14 µ

De cette comparaison, il résulte que *R. poliosa* Ell. et Ev. est celui qui se rapproche le plus de notre espèce au point de vue dimensions. Cependant, il s'en distingue par ses périthèces lisses en surface, tandis que ceux du *Rosellinia* sur *robusta* sont densément verruqueux, et par la longueur de ses asques et ascospores légèrement inférieure. Nous proposons de désigner ce *Rosellinia* non encore signalé sous le nom de *R. Didolotii* (*).

S'agit-il d'une espèce parasite ?

La forme conidienne et les périthèces ont été trouvés très fréquemment en Lobaye sur bois mort et tombé à terre de *C. robusta*, surtout dans les plantations touffues, humides, mal aérées et mal entretenues. Cependant, la présence d'abondants périthèces mêlés aux corémies à la base du tronc de deux caféiers morts depuis longtemps et non encore arrachés a retenu notre attention.

L'arrachage de ces pieds a permis de constater que le système radiculaire et le collet sont profondément altérés. Les racines secondaires ont presque complètement disparu tandis que les grosses racines latérales et le pivot sont noirs et légèrement humides ; de la terre est étroitement

(*) Diagnose latine. — *Rosellinia Didolotii* n. sp.

Peritheciis dense gregariis saepe confluentibus, raro sparsis, in subiculo primo brunneo-rufo deinde atro, denso, et sericea superficie, vel partim immersis globosis, subglobosis, 1,5-2 mm diam., basi saepe pedunculata atrocarbonariis, glabris, contextu coriaceo fragilique, superficie dense verrucosa ; ostiolo parvo, comprimato, tronconico, superficie laevi atra, fulgentique. Ascis cylindricis, raro cylindro-clavatis, pedicellatis, 170-230 × 12-17 µ ; apice iodi opere coerulenscenti ; octosporis ; paraphysibus numerosis filiformibus, septatis, apice distinctis, 3,5-4,5 µ diam., longioribus quam ascis. Sporidiis oblique monostichis, primo hyalinis, 1-2 guttulatis, dein brunneis, brunneo-fulginosis, opacis, monocellularibus, fusoideis obovalibus, cymbiformibus, raro inaequilateris, rectis, leviter curvulis, utrinque obtusis, plerumque acutulis alterutro apice ; rima germinationis disposita ab apice ad alterum ; 26-37 × 11-14 (Med. : 30,1 × 12,9) µ.

Hab. : In truncis, ramis, radicibus emortuis *Coffeae robustae*, Africa Æquatorialis Gallica.

appliquée contre leur écorce. Leur surface est parcourue par de nombreux cordonnets rhizomorphiques blanc crème, devenant brun roux en vieillissant ; certains filaments blanchâtres, très ramifiés, sont disposés en étoiles ou en éventails. Sous l'écorce, la surface du cylindre central porte de larges plaques mycéliennes blanc crème qui, par places, se ramifient densément et s'étalent en éventails. Au-dessous, la surface du bois paraît brun noir. Le mycélium traverse les tissus ligneux à travers les rayons médullaires et s'insinue dans les fibres du bois en formant des plaques noires qui, vues en coupe transversale, sont représentées par des lignes noires irrégulières, paraissant tracées à l'encre de Chine. Les sections longitudinales montrent une altération profonde des fibres périphériques du bois qui prend une coloration brunâtre.

Cette série d'observations nous permet de penser que nous sommes en présence d'un *Rosellinia* parasite, responsable de la mort des caféiers examinés puisque aucun autre organisme n'a pu être décelé. Cependant la démonstration expérimentale de sa pathogénéité doit être faite par des essais d'inoculations artificielles. Comme dans le cas des autres *Rosellinia*, l'affection doit se propager par les conidies et les ascospores libérées, ainsi que, d'un pied à l'autre, à travers le sol, par les filaments rhizomorphiques. Les débris végétaux, fragments de caféiers morts et tombés à terre, peut-être d'autres plantes spontanées, d'ombrage ou de couverture, ainsi que les vieilles souches laissées dans les plantations peuvent servir de support de vie saprophytique à ce *Rosellinia* dans les localités humides et mal aérées.

Les facteurs favorables à son développement, liés aux conditions du milieu, et, éventuellement, les moyens de lutte, sont les mêmes que pour les espèces précédemment étudiées.

* * *

VI. — *Rosellinia megalospora* n. sp.

Les conceptacles de ce champignon ont été trouvés très fréquemment à la surface et dans les fissures de l'écorce de branches et troncs morts, ainsi que sur brindilles tombées à terre et racines mortes de *C. excelsa*, récoltés au cours de prospections phytosanitaires en Oubangui-Chari, de 1953 à 1955, dans les régions Est, Sud-Ouest et dans les galeries forestières de la zone soudanaise.

Cette espèce est, parmi les *Rosellinia* observés jusqu'ici sur caféiers en Oubangui-Chari, la plus largement répandue. Nous l'avons recherchée vainement sur bois de *C. arabica*, *robusta* et « de la Nana », ainsi que sur débris végétaux, à proximité de bois morts d'*excelsa* portant d'abondants périthèces.

Etude microscopique

1. Forme conidienne (fig. 23, A-D).

Les fructifications conidiennes, du type *Graphium*, ont été trouvées fréquemment, sur les échantillons précités, soit seules, soit associées aux périthèces. Elles se présentent sous forme de colonnettes perpendiculaires au support, qui mesurent 0,8-1,5 mm de hauteur et 20-40 μ de diamètre. De coloration brun noirâtre, avec un renflement blanc grisâtre au sommet constitué par l'amas des conidies, ces corémies sont composées de filaments agrégés, brunâtres, cylindriques, cloisonnés transversalement, de 2,5-3 μ de diamètre qui prennent naissance sur une épaisse couche feutrée de stroma brun roux. A mi-hauteur elles se ramifient latéralement en filaments courts, incolores aux extrémités, sur lesquels apparaissent de petites conidies, au début hyalines, puis subhyalines ; unicellulaires, ovoïdes à inéquilatérales, parfois virguliformes, les conidies mesurent 3-4 × 2-2,5 μ. Se détachant très facilement de leur support et transportées par le vent et les insectes, elles propagent le champignon à de grandes distances.

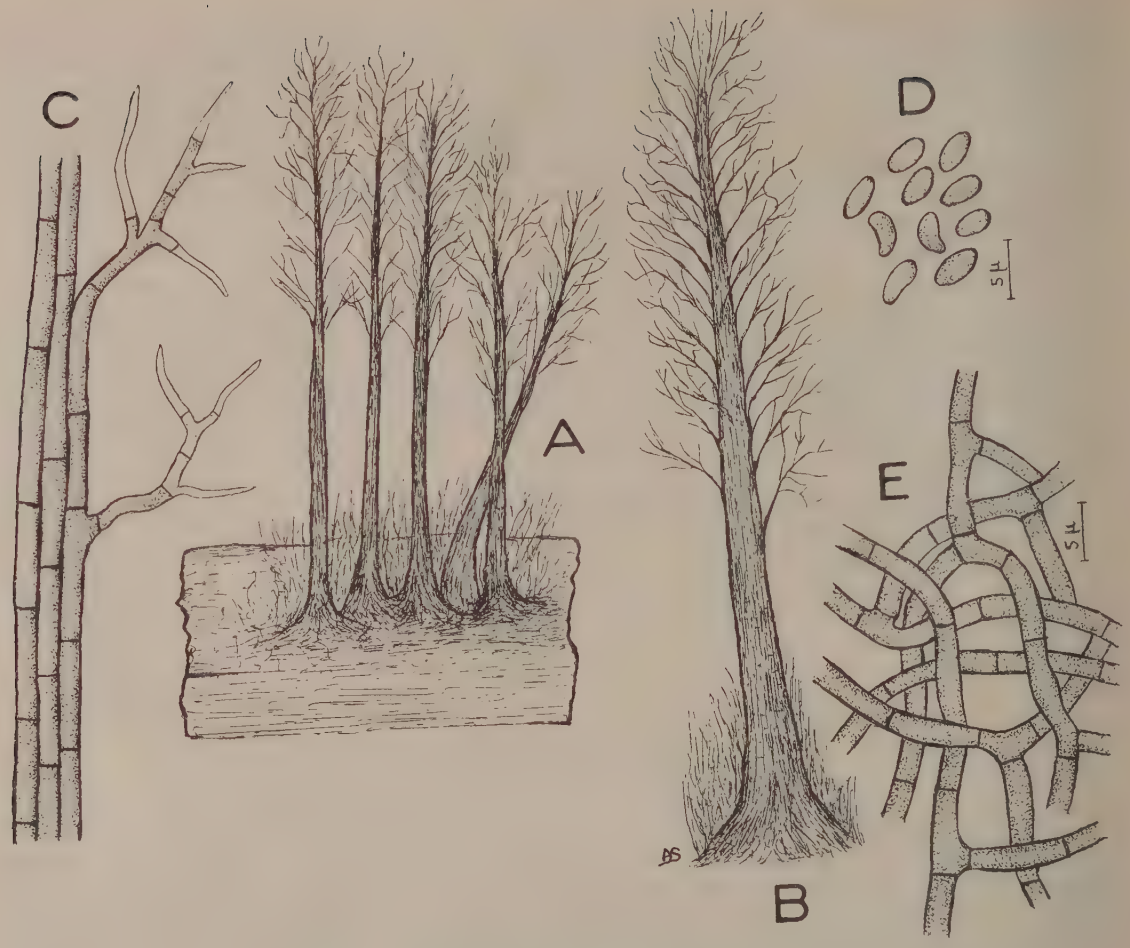

Fig. 23. — Forme conidienne de *Rosellinia megalospora*. A : Aspect des corémies du genre *Graphium*. B : Corémie plus fortement grossie. C : Portion d'une extrémité conidifère. D : Conidies. E : Mycélium.

2. Forme ascosporée.

A) Périthèces (fig. 24).

Très fréquents sur *C. excelsa*, ils sont superficiels, nombreux, densément grégaires, rarement isolés ou groupés par deux ou trois éléments. Presque enfoncés au début dans un subiculum soyeux brun roux, ils deviennent ensuite presque libres, soit qu'ils reposent par leur base sur le stroma superficiel, soit qu'ils y soient légèrement enfoncés. Toujours velu en surface, formant des croûtes de 200-500 µ d'épaisseur et de plusieurs centimètres de longueur sur l'écorce ou dans ses fissures longitudinales, le stroma, né dans les couches profondes du tissu cortical, est composé de filaments cylindriques, brunâtres, à membrane épaisse, cloisonnés transversalement et très ramifiés, dont le diamètre varie entre 3 et 4 µ (fig. 23, E). En profondeur, il devient dense et compact du fait que les filaments entremêlés se soudent entre eux et que leurs parois s'épaississent.

Les coupes transversales pratiquées dans le tissu cortical, au niveau des périthèces, montrent la présence de couches pseudoparenchymateuses dans ce tissu, reliées au stroma superficiel ; on observe également du mycélium intracellulaire (fig. 25, A).

Les périthèces, subglobuleux, plus ou moins allongés, presque coniques, noir carbonacé brillant, durs et cassants, à surface très finement granuleuse, munis d'un ostiole conique, saillant, papilleux, à surface très luisante, mesurent 0,9-1,3 mm de hauteur et 0,7-1mm de diamètre.

Leur paroi, de 120-150 μ d'épaisseur totale, comprend trois couches superposées bien distinctes (fig. 25, B). La plus externe, 70-100 μ, est formée de plusieurs assises de cellules superposées, polyédriques, allongées ou à contour irrégulier, à membrane brun foncé, fortement épaissie et cutinisée, qui donne au périthèce sa structure dure et coriace ; le nombre de ces assises est difficilement contrôlable par suite de l'épaississement très prononcé des membranes, surtout des cellules les plus externes. La couche médiane, comprenant dix à quinze assises de cellules superposées, allongées et aplaties, à membrane mince, incolore à faiblement jaunâtre, mesure 25-30 μ d'épaisseur. Trois à quatre assises de grandes cellules polyédriques, à membrane très fine et incolore, à contenu protoplasmique bourré de nombreuses granulations lipidiques qui rendent leur examen difficile, constituent la couche la plus interne, de 15-20 μ d'épaisseur. Sur ce tissu pseudocellulaire, qui remonte les parois latérales du périthèce et atteint presque le niveau de la base de l'ostiole, prennent naissance les asques et les paraphyses. Les parois internes de l'ostiole sont ornées de nombreuses périphyses, courtes, filiformes et incolores.

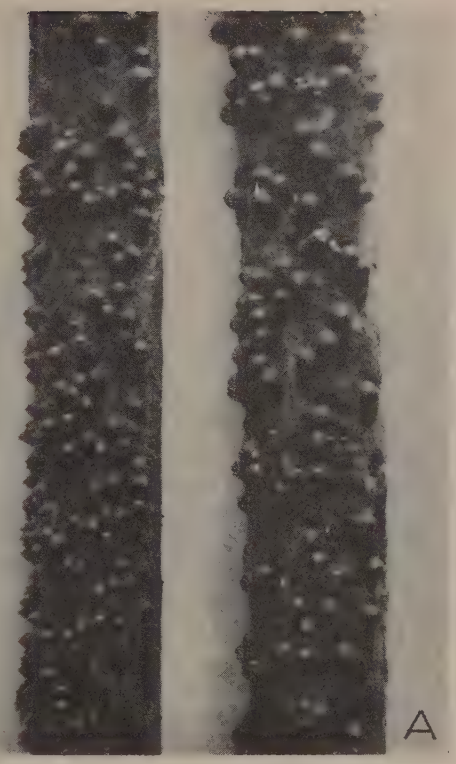

FIG. 24. — A : Périthèces de *R. megalospora* sur rameaux de *C. excelsa*.

B) Asques (fig. 26, A).

Ils sont nombreux, hyalins, claviformes à cylindro-claviformes, droits ou le plus souvent faiblement courbes, à membrane mince, plus épaisse dans la région apicale, à apex tronqué légèrement concave. Cylindrique dans sa partie supérieure, l'asque s'élargit dans la région médiane, puis se rétrécit progressivement vers la base pour se terminer en un très court pédicelle. Ils sont accompagnés de très nombreuses paraphyses filiformes, cylindriques, de 4-6 μ de diamètre, continues, à sommet libre, dont le protoplasme contient de nombreuses vacuoles et gouttelettes lipidiques, plus longues que les asques, qui mesurent 185-230 × 24-32 μ. Chacun contient huit ascospores, souvent moins, généralement distiches, parfois subtristiches, disposées verticalement le long de la cavité ascale.

Leur appareil apical, à réaction amyloïde, est bien visible dans les asques, jeunes et âgés (fig. 26, B). L'ensemble de ses deux anneaux, bien développés, dont le supérieur est plus large que l'autre, a l'aspect d'un « bouchon de champagne perforé ». L'anneau inférieur occupe presque entièrement la chambre sous-apicale dont le protoplasme, chez les asques jeunes, renferme de nombreuses granulations lipidiques. L'anneau périapical n'est pas toujours visible. Sous la calotte apicale, épaisse et amincie vers la périphérie, on observe les ponctuations du coussinet apical peu développé.

Comme chez tous les *Rosellinia*, d'après CHADEFAUD (36), cet appareil apical n'est pas fonctionnel : la libération des ascospores se fait non par un pore apical, mais après la gélification et la résorption des parois latérales de l'asque.

C) Ascospores (fig. 26, C).

Jeunes, elles sont hyalines, munies d'une à deux grosses gouttelettes lipidiques, réfringentes, ou plusieurs petites. A maturité, elles sont brunes à brun fuligineux, guttulées ou non. Unicellulaires, à membrane lisse et à contenu protoplasmique granuleux, surtout chez les ascospores mûres, elles sont longuement fusiformes à subcylindriques, droites ou le plus souvent légèrement courbes, inéquilatérales, souvent sinueuses, aux extrémités obtuses, parfois légèrement acuminées. Un sillon germinatif, pas toujours perceptible, occupe presque toute leur longueur. Dimensions des asques : 65-103×9,5-12,5 (Moy. : 76,5×11,6) μ.

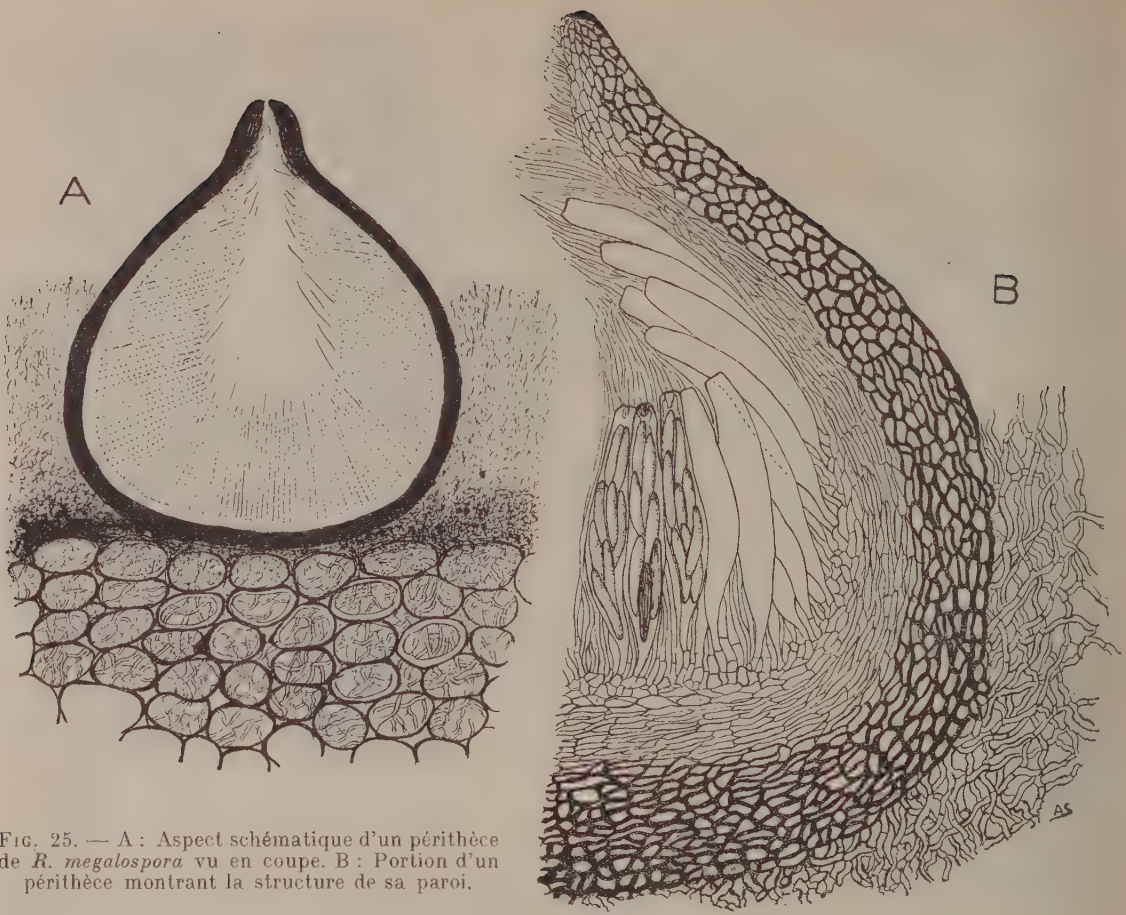

Fig. 25. — A : Aspect schématique d'un périthèce de *R. megalospora* vu en coupe. B : Portion d'un périthèce montrant la structure de sa paroi.

Taxonomie

Les caractères que nous venons de décrire correspondent bien à ceux d'un Pyrénomycète, Sphériale, du genre *Rosellinia*, énumérés précédemment.

Parmi les espèces signalées sur *Coffea*, toutes s'en distinguent, en particulier par la forme et les dimensions des asques et ascospores. Parmi celles qui ont été décrites sur différents supports (*Syll.* I, p. 252 ; IX, p. 495 ; XI, p. 280 ; XIV, p. 494 ; XVI, p. 435 ; XVII, p. 595 ; XXII, p. 102, XXIV, p. 826), seules s'en rapprochent les espèces figurant dans le tableau ci-après (page 593).

Il résulte de cette comparaison que *R. megalosperma* Syd. est l'espèce qui se rapproche le plus du *Rosellinia* étudié sur *C. excelsa*. Cependant il s'en distingue par certains caractères microscopiques, en particulier les dimensions des asques et ascospores. Nous proposons *R. megalospora* (*) pour désigner l'espèce d'Oubangui-Chari.

(*) Diagnose latine. — *Rosellinia megalospora* n. sp.

Peritheciis dense gregariis, raro sparsis, primum immersis in subiculo sericeo, brunneo fusco dein subdistinctis, subglobosis, ± elongatis conoideis, atro-carbonaceis nitentibus, contextu coriaceo fragilique, 0,9-1,3 mm alt. × 0,7-1 mm diam. ; ostiolo conico proeminente papilloso superficie nitentissima. Ascis clavatis, cylindro-clavatis, apice truncato breviter pedicellatis, 185-230 × 24-32 μ ; apice iodi opere coerulescenti ; octosporis ; paraphysibus numerosis, filiformibus, continuis, apice libero, 4-6 μ diam., longioribus quam ascis. Sporidiis distichis, subtristichis ; primum hyalinis, 1-2, multiguttulatis, dein brunneis brunneo-fuliginosis, monocellularibus, longe fusoideis-subcylindricis, rectis vel curvulatis, inaequilateris, saepe sinuosis, utrinque obtusis, rima germinationis ab apice juxta ad alterum ; 65-103 × 9,5-12,5 (Med. : 76,5 × 11,6) μ.

Status conidicus *Graphium* ; Coremiis erectis, brunneis atris, 800-1.500 × 20-40 μ constitutis ab hyphis, aggregatis, septatis, brunneis, 2,5-3 μ diam. ; conidiis hyalinis, subhyalinis, monocellularibus, ovatis-inaequilateris, interdum virguloideis, 3-4 × 2-2,5 μ.

Hab. : In ramulis, radicibus, ramis, truncisque emortuis *Coffeae excelsae*, Africa Aequatorialis Gallica.

Espèce	Périthèces	Asques	Ascospores
R. asperata Mass. Sur bois pourri, Gold Coast. (*Bull. Misc. Inf. Kew*, 1918, p. 209; *Syll.*, XXIV, p. 836).	Conoïdes, reposant ou en partie enfoncés sur un subiculum brun noir crustacé, dur et velu ; ostiole conique, noir brillant. 0,75-1 mm Ø.	—	Fusoïdes, cymbiformes, brun noir, aux extrémités pointues. 50-60 × 7,5-8 µ.
R. crustacea Rehm. Sur chaumes vivants de *Schizostachys*, Philippines. (Ascom. Philipp., VIII, *in Leaflt. of Philipp. Bot.*, VIII, 1916, p. 2941 ; *Syll.*, XXIV, p. 830).	Grégaires, conoïdes à hémisphériques, papilleux, verruqueux, émergeant d'un stroma brun noir. 2-2,5 mm Ø.		Fusiformes, aux extrémités obtuses, droites, brun obscur, unicellulaires. 70 × 25 µ.
R. echinata Mass. Sur racines de *Ficus dubia*, Singapour. (*Kew Bull.*, 1901, p. 155 ; *Syll.* XVII, p. 597).	Grégaires, globuleux, déprimés, papilleux, noirs, fragiles, échinulés. 1-1,5 mm Ø.	Cylindriques, à apex tronqué ; paraphyses filiformes, aux extrémités ramifiées ; octosporés, ascospores obliquement monostiches.	Fusiformes, naviculaires, aux extrémités aiguës, 1-2 gouttelettes, brun opaque. 90-100 × 12 µ.
R. emergens (B. et Br.) Sacc. var. *bambusicola* Theiss. Sur chaumes pourrissants de *Guadua*, Brésil. (*Ann. Mycol.*, VI, 1908, p. 351 ; *Syll.*, XXII, p. 103).	Agrégés à subépars, globuleux-déprimés, noirs, à ostiole pointu, émergeant d'un mycélium brun noir velouté. 600-800 µ Ø.	- -	Fusoïdes, droites, rarement légèrement convexes, aux extrémités subaiguës, à contenu granuleux, gris fuligineux. 55-80 × 15-22 µ (parfois 90).
R. gigantea Ell. et Ev. Sur écorces, Amérique Centrale. (*Bull. Univ. Jowa*, 1893, p. 401 ; *Syll.*, XI, p. 280).	2,5-3,5 mm Ø.	250-270 × 8 µ.	Fusoïdes, courbes, olivâtres, puis noires. 40-60 × 6-8 µ.
R. gigaspora Ell. et Ev. Sur branches mortes, Amérique centrale. (*Bull. Univ. Jowa*, 1893, p. 401 ; *Syll.*, XI, p. 280).	1-1,5 mm Ø.	—	Brunes. 55-62 × 10-12 µ.
R. megalosperma Syd. Sur rameaux morts de *Streblus asper*, Philippines. (*Enum. Philipp. Fungi*, II, *in Philipp. Journ. of Sci.*, VIII, 1913, p. 485 ; *Syll.*, XXIV, p. 832).	Solitaires à grégaires, reposant sur un subiculum superficiel ou en partie immergés, subglobuleux ou un peu allongés, glabres, noirs, à ostiole papilleux, brillant, carbonacé. 1 × 0,7-0,9 mm.	Claviformes, à apex arrondi, accompagnés de paraphyses ; ascospores distiches à subdistiches. 150-180 × 20-28 µ.	Oblongues, aux extrémités faiblement amincies, le plus souvent obtuses, brun fuligineux. 45-88 × 12-16 µ.
Rosellinia, sur *C. excelsa*, Oubangui Chari.	Grégaires, reposant sur un subiculum brun roux soyeux en surface, ou légèrement enfoncés ; subglobuleux à conoïdes, lisses, noirs, à ostiole conique, papilleux, très brillant. 0,9-1,3 × 0,7-1 mm.	Claviformes à cylindro-claviformes, tronqués à l'apex, courtement pédicellés ; très nombreuses paraphyses ; octosporés, ascospores distiches à subtristiches. 185-230 × 24-32 µ.	Fusiformes à subcylindriques, droites à courbes, aux extrémités obtuses, légèrement acuminées ; brun fuligineux. 65-103 × 9,5-12,5 (76,5 × 11,6) µ.

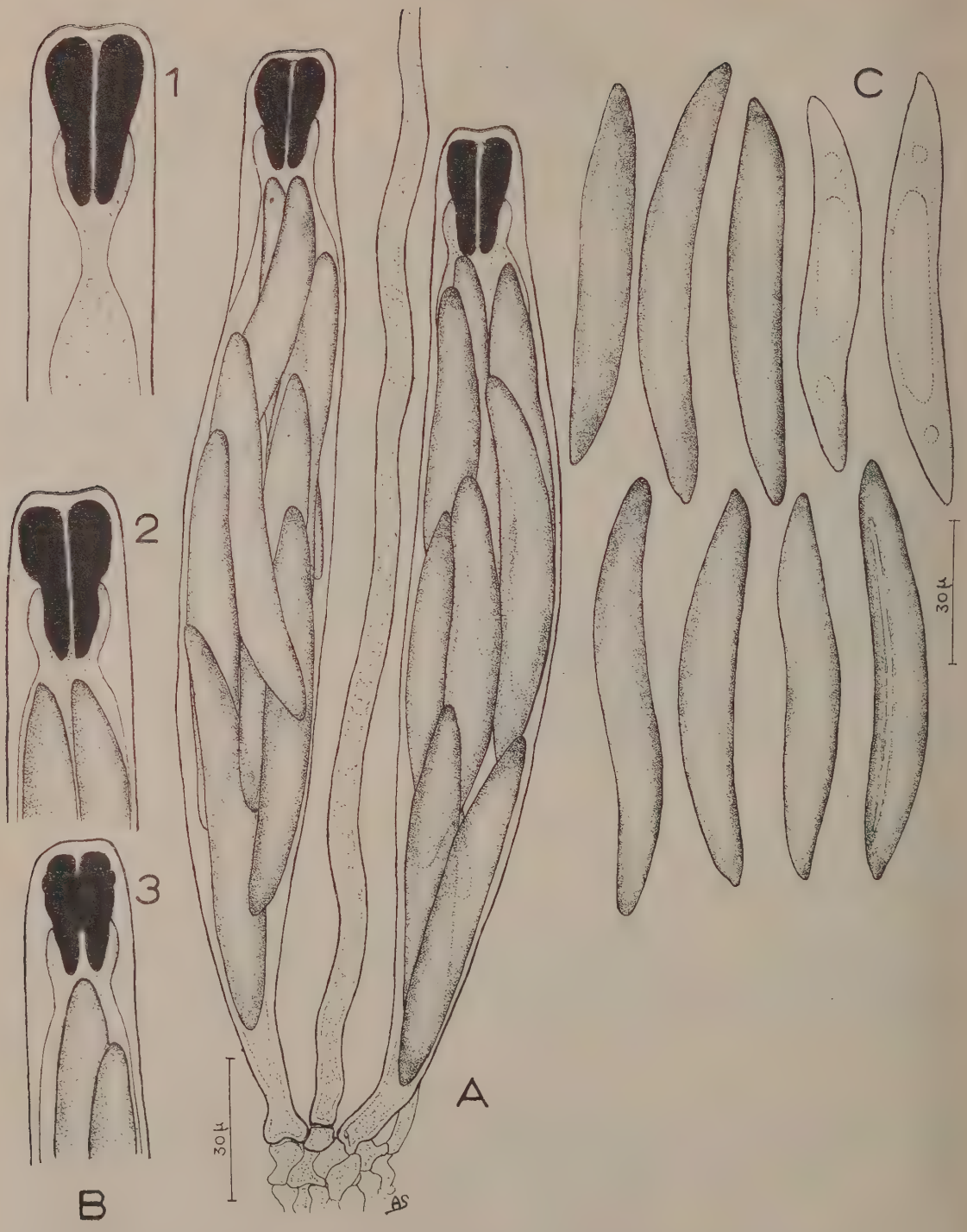

FIG. 26. — A : Asques et paraphyse de *R. megalospora*. B : Structure de l'appareil apical d'asques à différents stades. C : Ascospores.

Caractères culturaux

Le champignon a été isolé à partir des ascospores et cultivé sur milieu potato dextrose agar. Il forme une colonie à évolution très lente, visible à l'œil nu au bout de dix à quinze jours à 26° C et couvrant la surface du milieu quinze à vingt jours plus tard. Au début, elle est blanchâtre, légèrement floconneuse, puis gris jaunâtre. Au bout d'un mois et demi, la surface floconneuse prend une coloration brun roux, par plages, tandis que des cordonnets mycéliens brunâtres à brun roux se forment abondamment au contact du verre et que des hyphes blanc grisâtre s'étalent en éventail vers la périphérie.

Le mycélium est cylindrique, cloisonné transversalement et très ramifié. D'incolore à l'état jeune, il devient brunâtre au bout de vingt-cinq à trente jours et atteint 3-4 μ de diamètre.

Aucune fructification conidienne, ni ascosporée, n'a été observée sur des cultures âgées de deux mois. Il est probable que le milieu ne convient pas au champignon et qu'il favorise son développement végétatif.

Observations anatomiques

Ce *Rosellinia* est-il un parasite des caféiers ou un simple saprophyte ?

Jusqu'ici aucun cas de mortalité n'a été observé. Les fructifications conidiennes et les périthèces ont été trouvés uniquement sur fragments d'*excelsa* morts et tombés à terre, jamais sur caféier même mourant.

De nombreux cordonnets mycéliens parcourent également la surface des rameaux et des branches. Au début blanc grisâtre, devenant rougeâtres, légèrement aplatis et laineux en surface, ils atteignent 0,3-0,5 mm de diamètre. D'autres hyphes mycéliennes blanc grisâtre s'étalent en éventails.

En faisant des coupes histologiques, on constate la présence d'un abondant mycélium inter et intracellulaire, qui a envahi toute l'épaisseur du tissu cortical, constitué d'hyphes incolores à brunâtres, à contour irrégulier et cloisonnées transversalement. Elles forment des amas stromatiques pseudoparenchymateux qui écartent les tissus dont les cellules se trouvent déformées et comprimées. Ces amas sont en rapport direct avec le stroma superficiel sur lequel sont implantés les périthèces. En décortiquant les rameaux et les branches, la surface du bois apparaît couverte de plaques mycéliennes, blanc grisâtre. Les hyphes, réunies en faisceaux, forment des cordonnets mycéliens blanchâtres dont les extrémités s'étalent en éventails ; en vieillissant, elles brunissent et la pellicule devient gris brunâtre. Elles pénètrent ensuite le bois à travers les rayons médullaires, envahissant les vaisseaux et les tissus de soutien, et formant entre les fibres de véritables plaques noires qui, en coupe transversale, apparaissent comme des traînées noires irrégulières.

Malgré le mycélium abondant observé dans les tissus de l'écorce et du bois de débris morts de *C. excelsa* porteurs de fructifications du champignon, et malgré les altérations de tissus observées dans les coupes histologiques, il est difficile d'attribuer à ce *Rosellinia* un rôle parasitaire. Il est probable qu'il ne soit, comme tant d'autres, qu'un simple saprophyte et qu'alors, très polyphage, les débris morts de *C. excelsa* ne soient pas les seuls à lui servir de support. Il se peut aussi qu'il soit, ou devienne, un vrai parasite, occasionnel ou de faiblesse, comme de nombreuses espèces de ce genre. Son comportement vis-à-vis de *C. excelsa* ne pourra être défini qu'expérimentalement par inoculations artificielles de mycélium provenant de cultures pures du champignon sur milieu nutritif.

Nous avons observé à la surface de rameaux de *C. excelsa*, morts et tombés à terra, récoltés dans une plantation africaine des environs de Boukoko, de nompreux conceptables noirs, reposant par leur base sur un stroma superficiel, mince et noir, plus ou moins éteudu, et qui appartenait à un champignon du genre *Rosellinia*. Il paraît peu répandu et n'a été reconnu sur aucune autre plante, ni débris végétal. Nous n'avons pas trouvé fusqu'ici la forme conidienne à laquelle il se rattache.

VII. — *Rosellinia mastoidiformis* n. sp.

Etude microscopique

1° Périthèces (fig. 27).

Nombreux, grégaires, rarement isolés ou par petits groupes de deux à cinq, durs, coriaces, cassants et rugueux au toucher, ils reposent sur un stroma superficiel noir qui forme sur l'écorce une couche continue (fig. 28, A), à surface non soyense, relativement mince (20-50 μ). Il est constitué d'hyphes entremêlées, brunes, à membrane très épaisse, cloisonnées et très ramifiées, de 3-4 μ de diamètre, en liaison directe avec les hyphes logées dans le tissu cortical qui, hyalines à brunâtres et de même diamètre que les précédentes, forment des couches pseudoparenchymateuses discontinues.

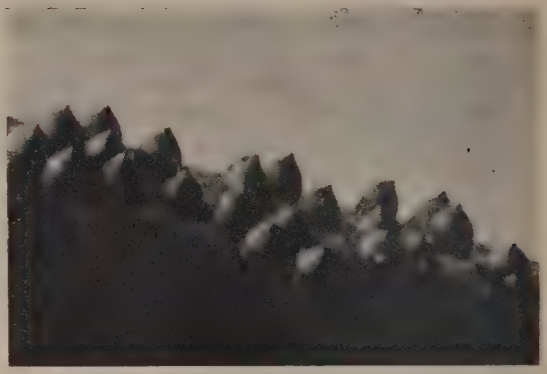

Fig. 27. — Périthèces de *Rosellinia mastoidiformis* sur un rameau de *C. excelsa* (× 10).

Les périthèces sont conoïdes à subglobuleux, mamelliformes, plus longs que larges 700-900 × 600-800 μ, pourvus d'un ostiole conique, saillant, lisse en surface, noir brillant et délimité par un sillon circulaire bien visible à la loupe. Leur surface est lisse, noir carbonacé.

Leur paroi, de 110-160 μ d'épaisseur totale, comprend trois couches superposées bien distinctes (fig. 28, B). La plus externe, 80-90 μ, est formée de dix assises de cellules polygonales qui, à membrane brun noir très épaisse et fortement cutinisée, donnent aux périthèces leur structure coriace. La couche médiane, 20-30 μ, constituée de dix-douze assises de cellules allongées et aplaties, à membrane mince et légèrement brunâtre, est coiffée par la couche interne qui comprend : trois à quatre rangées de grandes cellules polygonales, à membrane très mince et incolore, à contenu protoplasmique très riche en granules lipidiques rendant leur observation difficile, et deux à trois rangées de cellules de forme variable, sur lesquelles prennent naissance les asques et les paraphyses. Ce tissu pseudoparenchymateux ascogène, de 10-15 μ d'épaisseur totale, remonte les parois latérales du périthèce et disparaît presque au niveau de l'ostiole. Ce dernier est muni d'un pore qui, ouvert dans les périthèces jeunes, reste fermé lorsqu'ils sont âgés.

2° Asques (fig. 28, C).

Ils sont cylindro-claviformes à subclaviformes, à apex arrondi, rétrécis à la base en un court pédicelle et mesurent 110-160 × 9-15 μ. Leur membrane est mince, plus épaisse dans la région apicale. De très nombreuses paraphyses les accompagnent. Elles sont filiformes, cylindriques de 3-4 μ de diamètre et plus longues que les asques, à sommet libre, à protoplasme contenant de nombreuses vacuoles et cloisonnées transversalement. Les asques contiennent huit ascospores, parfois moins, le plus souvent subdistiches, rarement obliquement monostiches, exceptionnellement subtristiches.

L'appareil apical des asques, à réaction amyloïde, bien visible à tous les stades, est typique des *Rosellinia* (fig. 28, D). Il est formé de deux anneaux qui, dans les asques mûrs, ont l'aspect caractéristique d'un « bouchon de champagne perforé ». Dans les asques jeunes, il est un peu différent : l'anneau supérieur est beaucoup plus développé et plus large tandis que l'inférieur est étroit, en forme de cul-de-sac allongé, s'insinuant profondément dans la chambre sous-apicale. Sous la calotte apicale, on distingue le coussinet apical et, parfois, un anneau périapical qui ne présente aucune affinité pour l'iode.

La libération des ascospores se fait, en général dès leur maturité, par gélification des parois des asques.

3° Ascospores (fig. 28, E).

Les ascospores jeunes sont hyalines, à protoplasme contenant une à plusieurs gouttelettes lipidiques, parfois non guttulées. Mûres, elles sont brunâtres, puis brun foncé, à protoplasme granuleux ou muni, parfois, d'une grosse gouttelette réfringente. Unicellulaires, subcylindriques à fusiformes, rarement naviculaires, le plus souvent légèrement courbes ou faiblement sinueuses, rarement droites, aux extrémités obtuses, elles sont munies d'un pore germinatif allongé qui forme un sillon, visible dans quelques ascospores mûres vidées de leur contenu, et pouvant occuper le tiers de la longueur de la spore. Dimensions : 30-51 × 4,5-7 (Moy. : 37,1 × 5,9) μ.

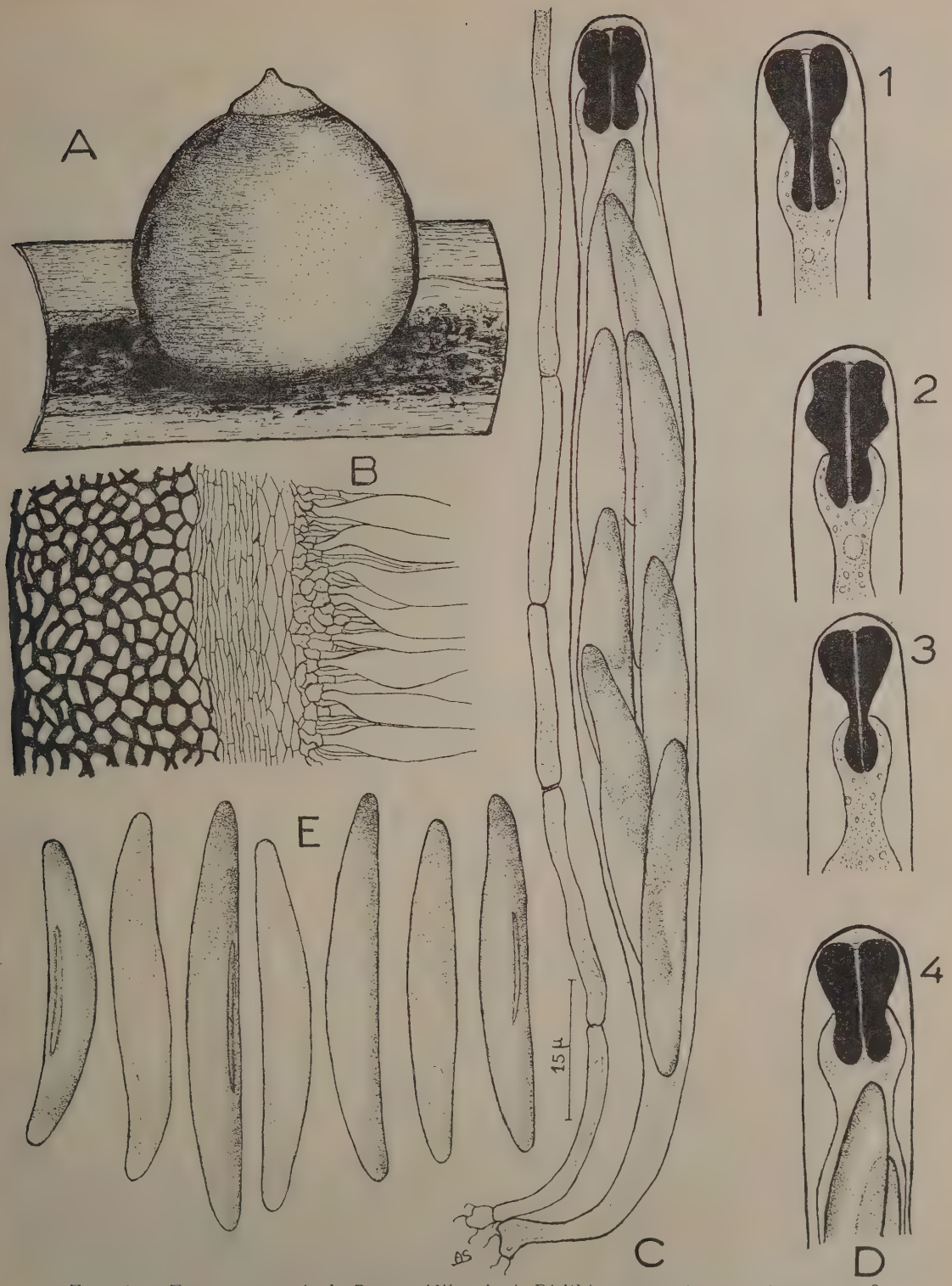

FIG. 28. — Forme ascosporée de *R. mastoidiformis*. A : Périthèce reposant sur un stroma superficiel. B : Paroi périthéciale vue en coupe. C : Asque et paraphyse. D : Structure de l'appareil apical d'asques à différents stades. E : Ascospores.

Taxonomie

Les caractères que nous venons d'exposer permettent de classer ce Pyrénomycète parmi les Sphériales, Xylariacées, dans le genre *Rosellinia*.

Comparons notre espèce d'Oubangui-Chari à celles qui ont été signalées jusqu'ici sur caféiers : Voir tableau page 690. De cette comparaison, il ressort qu'aucune de ces espèces ne se rapproche au point de vue forme et dimensions des asques et ascospores de notre *Rosellinia*.

Parmi les espèces décrites dans le monde sur différents supports (*Syll.* I, p. 252 ; IX, p. 495 ; XI, p. 280 ; XIV, p. 494 ; XVI, p. 435 ; XVIII, p. 595 ; XXII, p. 102 ; XXIV, p. 826), *Rosellinia asperata* Mass., récolté sur bois pourri en Gold Coast (*Bull. Misc. Inf. Kew*, 1918, p. 209 ; *Syll.* XXIV, p. 836), pouvait s'en rapprocher par la forme et les dimensions de ses périthèces (1 × 0,75-1 mm), mais elle en diffère par ses ascospores plus longues et plus larges (50-60 × 7,5-8 μ, au lieu de 30-51 ×

Espèce	Périthèces	Asques	Ascospores
R. aquila (Fr.) De Not. Sur écorces, bois, Europe, Asie, Amérique (*Sfer. Ital.*, p. 21, t. 18, Sacc. *Fungi ital.*, t. 586 ; *Syll.*, I, 252)	1 mm ø	120 × 10 μ	16-22 × 6-7 μ
R. arcuata Petch. Sur racines de théier, Ceylan (*Rev. Ceylon Fungi, Ann. R. Bot. Gard. Peradeniya*, VI, P. II, 1916 ; *Syll.*, XXIV, p. 834)	1,5-2,4 mm ø	300 × 8 μ	30-47 × 5-7 μ
R. bunodes (B. et Br.) Sacc. Sur bois pourri, Ceylan (*Syll.*, I, 254, 1882)	2 mm ø	350-400 × 12-15 μ (*)	80-100 × 7-12 μ (*)
R. coffeicola Pat. Sur bois pourri de *C. arabica*, Guadeloupe (Champ. de la Guadeloupe, Sér. III, *in Bull. Soc. Myc. Fr.*, t. XVIII, f. II, 1902 ; *Syll.*, XVII, p. 598)	700-800 μ	—	12 × 5 μ
R. inaequabilis (B. et C.) Sacc. Sur tronc mort de caféier, Cuba (*Syll.*, I, 264)	—	—	15 μ long
R. necatrix (Hart.) Berl. Sur racines de *Vitis*, *Quercus*, *Ficus*, *Morus*, etc..., France, Allemagne, Italie (Rapp. fra *Dematoph. e Rosellinia* in *Riv. Pat. Veg.*, I, 1892, p. 5, 33 ; *Syll.*, XVII, p. 595)	2 mm ø	280-300 × 30 μ	40 × 7 μ
R. pepo Pat. Sur écorce *Hymenea Courbaril*, Guadeloupe (*Bull. Soc. Myc. Fr.*, XXIV, 1908, p. 9 ; *Syll.*, XXII, p. 102).	2,5-3 mm ø	250-300 × 8-12 μ (*)	62-67 × 8-9 μ
Rosellinia, sur *C. excelsa* A. E. F.	700-900 × 600-800 μ	110-160 × 9-15 μ	30-51 × 4,5-7 μ

(*) D'après différents auteurs.

4,5-7 μ) et à extrémités aiguës. Nous désignerons l'espèce d'A. E. F., non encore signalée, sous le nom de *R. mastoidiformis* (*). Jusqu'à preuve du contraire par des essais d'inoculations artificielles, nous considérons ce champignon, observé uniquement sur rameaux morts d'*excelsa*, comme un saprophyte.

(*) Diagnose latine. — *Rosellinia mastoidiformis* n. sp.

Peritheciis numerosis, gregariis, raro sparsis, dispositis in stroma superficiali, crustacea, atra, conoideis, mamillaribus, 700-900 × 600-800 μ ; atris laevibus, coriaceis fragilibusque ; ostiolo conico, proeminenti, laevi atro, superficie fulgente, delineato a canalicula circulare. Ascis cylindro-clavatis, subclavatis, apice rotundato, breviter pedicellatis, 110-160 × 9-15 μ ; apice iodi opere coerulescenti ; octosporis ; paraphysibus numerosis, filiformibus, septatis, apice distinctis, 3-4 μ diam. ; longioribus quam ascis. Sporidiis subdistichis, raro oblique monostichis, primo hyalinis deinde brunneis, atro-brunneis, monocellularibus, subcylindricis-fusoideis, raro navicularibus, saepe curvulis aut sinuosis ; utrinque obtusis ; rima germinationis 1/3 longa ; 30-51 × 4,5-7 (Med. : 37,1 × 5,9) μ.

Hab. : In ramulis emortuis *Coffeae excelsae*, Africa Æquatorialis Gallica.

VIII. — *Rosellinia coffeae* n. sp.

A la surface de branches et rameaux morts, tombés à terre, de *Coffea excelsa* et *C. robusta*, nous avons fréquemment observé de nombreux conceptacles, dont l'examen microscopique a révélé qu'ils appartenaient à un champignon du genre *Rosellinia*. Jusqu'ici, nous n'avons pas rencontré la forme conidienne à laquelle il se rattache.

Etude microscopique

1° Périthèces (fig. 29).

Ils sont nombreux, isolés ou grégaires par petits groupes de deux à dix éléments. Entièrement superficiels (fig. 30, A), ou logés dans les crevasses longitudinales de l'écorce, ils reposent sur un stroma noir, compact, de 40-100 μ d'épaisseur ; celui-ci prend naissance dans le tissu cortical, se développe sous l'épiderme qu'il déchire pour devenir aérien, formant alors, à la surface du support, une croûte mince faite d'hyphes brunes, à parois épaisses, très ramifiées et cloisonnées, étroitement enchevêtrées (fig. 30, B). Subglobuleux, conoïdes, 600-800 × 500-700 μ, noir carbonacé, à surface lisse, durs, coriaces et cassants, ils sont pourvus d'un ostiole conique, noir et brillant, qui reste fermé dans les périthèces âgés.

Leur paroi est formée de trois couches superposées bien distinctes, d'une épaisseur totale de 110-140 μ (fig. 30, C). La couche externe, la plus épaisse (60-80 μ), est constituée de huit à dix assises de cellules superposées, polyédriques, à parois de coloration brun foncé et d'autant plus épaissies qu'elles sont plus externes. La couche médiane comprend quatre à six assises de cellules superposées, allongées et aplaties, à membrane mince légèrement brunâtre. Trois à quatre rangées de grandes cellules polygonales à membrane très fine, et dont le protoplasme contient de très nombreux globules lipidiques, composent la couche interne. C'est sur ce tissu pseudocellulaire, qui remonte les parois latérales et disparaît au niveau de l'ostiole que prennent naissance les hyphes ascogènes de forme irrégulière.

Fig. 29. — Rameau de *C. robusta* portant des périthèces de *Rosellinia coffeae* (× 5).

2° Asques (fig. 30, D).

Les asques naissent dans la région basale et sur les parois internes latérales des périthèces, se dressant dans leur cavité entre de nombreuses paraphyses filamenteuses, cylindriques, continues, à protoplasme pluriguttulé, plus longues que les asques, libres au sommet, mesurant 2,5-3 μ de diamètre. Cylindriques, droits ou légèrement courbes, longuement pédicellés, à apex arrondi, ils mesurent 78-105 μ de long (part. sporif. : 40-60 × 7-8 μ). Ils contiennent en général huit ascospores, parfois moins, disposées en une seule rangée oblique le long de la cavité ascale ; parfois les ascospores centrales ont une disposition presque horizontale.

L'appareil apical, à réaction amyloïde, est aussi bien visible dans les asques jeunes que dans les asques mûrs (fig. 30, E). Il est formé de deux anneaux apicaux, dont l'ensemble a l'aspect caractéristique de « bouchon de champagne perforé ». Dans les asques jeunes, la chambre sous-apicale est bourrée de granules lipidiques. Sous la calotte apicale, on distingue le coussinet apical tandis que le manchon périapical est difficilement perceptible.

3° Ascopores (fig. 30, F).

Jeunes, elles sont incolores, munies d'une ou, le plus souvent, deux grosses gouttelettes réfringentes ; à maturité, elles sont brunâtres à brun foncé olivâtre, guttulées ou non. Unicellulaires, ovoïdes

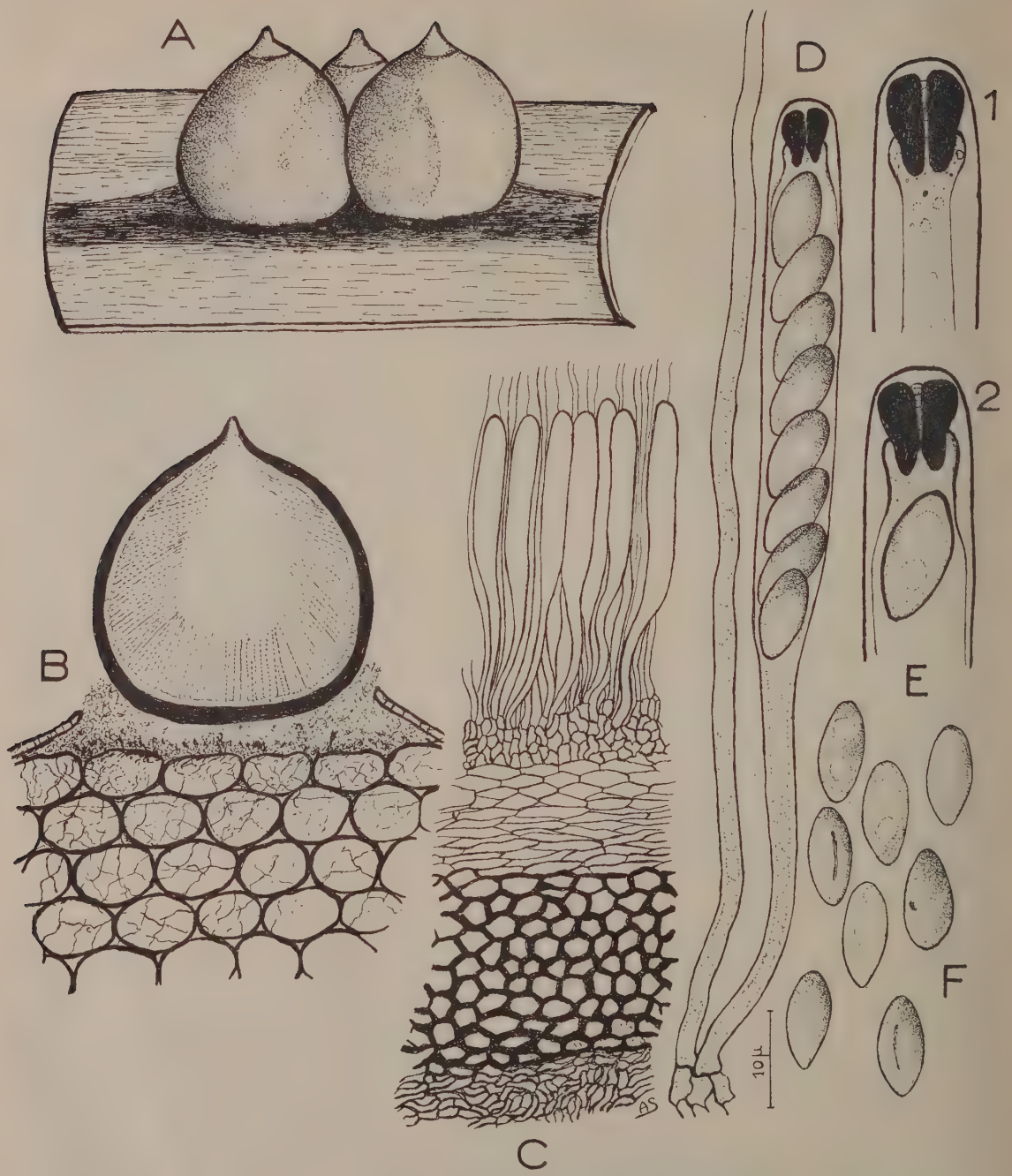

FIG. 30. — Forme ascosporée de *R. coffeae*. A : Périthèces reposant sur le stroma. B : Périthèce vu en coupe. C : Coupe montrant la structure de la paroi périthéciale. D : Asque et paraphyse. E : Appareil apical d'asques jeune et mûr. F : Ascospores.

à subovoïdes, rarement fusoïdes et inéquilatérales, aux extrémités obtuses, munies d'un sillon germinatif allongé qui occupe la moitié de leur longueur et perceptible seulement quand elles sont mûres, les ascospores mesurent 8-11 × 3,5-5 (Moy. : 9,1 × 4,1) μ.

Taxonomie

Les différents caractères que nous venons d'exposer permettent de ranger ce Pyrénomycète, parmi les Sphériales Xylariacées, dans le genre *Rosellinia*.

Parmi les espèces signalées jusqu'ici sur *Coffea*, seule *R. coffeicola*, récoltée à la Guadeloupe sur bois pourrissant de *C. arabica*, et décrite par Patouillard (*in Bull. Soc. Myc. Fr.*, T. XVIII, fasc. 2, 1902), qui en donnait la diagnose suivante, se rapproche de la nôtre : Périthèces carbonacés, noirs, ternes, globuleux, groupés, agglomérés, plus ou moins comprimés, superficiels, à surface ornée de petits tubercules, 700-850 μ diam., ostiole papilliforme, brillant, déprimé au centre ; ascospores brunes, ovoïdes, souvent inéquilatérales, 12 × 5 μ.

Le fait que la surface des périthèces de *R. coffeicola* porte des tubercules, tandis que celle de la nôtre est lisse, et que les ascospores sont plus grandes (12 × 5 au lieu de 9,1 × 4,1 μ) permet de les différencier.

Parmi les nombreux *Rosellinia* décrits sur hôtes variés, les espèces suivantes se rapprocheraient de celle que nous venons d'étudier :

Espèce	Périthèces	Asques	Ascospores
R. affinis Sacc. Sur bois morts de *Litsea glauca*, Japon. (*Ann. Mycol.*, XI, 1913, p. 314 ; *Syll.*, XXIV, p. 830)	0,5-0,7 mm ∅	p. sp. : 65-70 × 4-5 μ péd. : 28-30 × 2,5-3 μ	8,5-9,5 μ
R. bambusae P. Henn. Sur rameau mort de bambou, Philippines (*Hedw.*, XLVII, 1908, p. 256 ; *Syll.*, XXII, p. 110) ...	0,5-1 mm ∅	—	8-11 × 3-3,5 μ
R. biguttulata Starb. Sur tronc pourri, Brésil (*in* Arkiw. f. Bot., 1904, Bd. 2, p. 14 ; *Syll.*, XVII, p. 598)	500 μ ∅	—	6,5-9 × 3,5-5 μ
R. breensis Starb. Sur tronc sec, Argentine (Ascom. Schwed. Chaco-Cordill. Exp. Arkiv. f. Bot. Bd V, 1905, p. 17 ; *Syll.*, XXII, p. 108)	0,5-1 mm ∅	p. sp. : 50-65 × 6-7,5 μ	9-11 × 5-5,5 μ
R. calami P. Henn. Sur *Calamus*, Australie (*Hedw.*, 1903, p. 79 ; *Syll.*, XVII, p. 598)	300 μ ∅	80-100 μ p. sp. : 70-80 × 4-4,5 μ	7-9 × 3,5 μ
R. perusensis P. Henn. Sur bois décortiqué, Brésil (*Hedw.*, 48, 1908, p. 10 ; *Syll.*, XXIV, p. 837)	600-800 μ ∅	70-80 × 4-5 μ	6-10 × 3,5-4,5 μ
R. pulchella Syd. Sur bois décortiqué, Congo (*in* De Wildem., Flore Bas-Moy. Congo, t. III, f. 1, 1909, p. 17 ; *Syll.*, XXII, p. 110)	350-400 μ ∅	p. sp. : 55-80 × 6-7 μ	8,5-12 × 4-5,5 μ
R. parasitica Ell. et Ev. Sur tronc mort de *Symphoricarpus*, Amérique du Nord (*in* Proc. Phil., 1890, p. 227 ; *Syll.*, IX, p. 505)	0,25-0,33 mm ∅	p. sp. : 60-70 × 6 μ	7-10 × 4-5 μ
R. victoriae Syd. Sur tronc décortiqué, Victoria (*Ann. Myc.*, VI, 1908, p. 483 ; *Syll.*, XXII, p. 111)	300-600 μ ∅	60-80 × 5-7 μ	9-11 × 5-6 μ
Rosellinia sur caféier, Oubangui-Chari..	0,6-0,8 × 0,5-0,7 mm ∅	78-105 μ	8-11 × 3,5-5 (9,1 × 4,1) μ

Ce tableau montre que les différences existant soit dans les dimensions des périthèces, soit dans celles des asques et ascospores, sans prendre en considération les autres caractères, ne permettent pas de confondre notre espèce avec celles que nous venons de lui comparer et que nous proposons de distinguer comme espèce nouvelle sous le nom de *Rosellinia coffeae* (*). Ne l'ayant observée jusqu'ici que sur bois mort de *Coffea*, nous la considérons comme saprophyte. Cependant, vu sa fréquence, il serait utile de faire des inoculations artificielles pour qualifier son rôle avec certitude.

* * *

IX. — *Rosellinia lobayensis* n. sp.

De nombreux conceptacles noir carbonacé, rugueux au toucher, grégaires à isolés, émergeant d'une mince couche de stroma noir ont été observés sur branches et rameaux morts, tombés à terre, de *C. robusta* et *C. excelsa*, récoltés dans les parcelles de Boukoko. La forme conidienne de ce *Rosellinia* n'a pas été observée jusqu'ici.

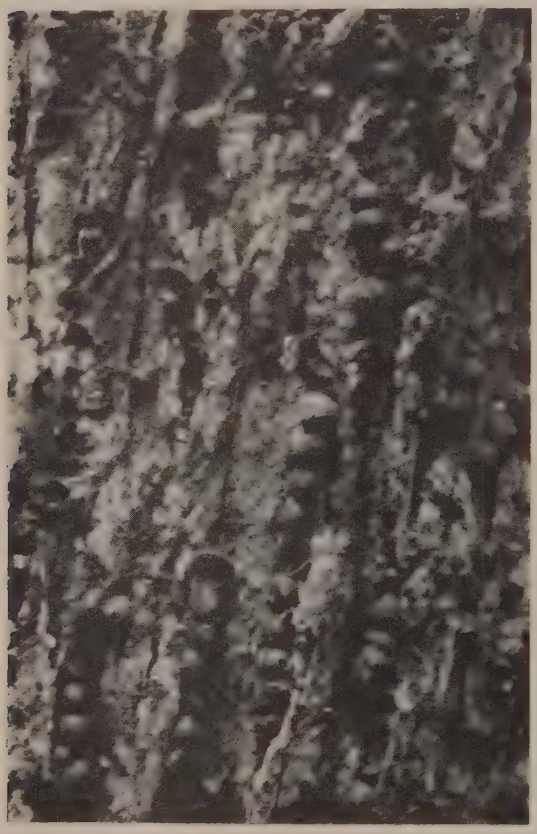

Fig. 31. — Portion de branche de *C. excelsa* portant des périthèces de *Rosellinia lobayensis* dans les fissures de l'écorce (× 6).

Etude microscopique

1° Périthèces (fig. 31).

Ils sont nombreux, généralement grégaires, coalescents, moins souvent isolés ou par groupes de deux ou trois, superficiels ou logés dans les fissures des écorces, disposés en lignes, serrés les uns contre les autres sur un stroma mince et noir (fig. 32, A). Globuleux, presque sphériques ou légèrement aplatis par compression réciproque, de diamètre variant de 0,8 à 1,3 mm, noir carbonacé, terminés par un ostiole papilleux, peu développé et légèrement comprimé, qui est muni d'un pore dans les périthèces jeunes et paraît fermé lorsqu'ils sont âgés ; ils sont durs et coriaces, cassants, à surface apparemment lisse mais, en réalité, finement granuleuse donnant au toucher la sensation de rugosité.

Leur paroi, de 75-100 μ d'épaisseur, est formée de trois couches superposées et bien distinctes (fig. 32, C). La couche externe, de 35-40 μ, est constituée de plusieurs assises de cellules superposées, allongées, à parois brunes, fortement épaissies, donnant aux périthèces leur structure coriace. La couche médiane, de 15-20 μ, comprend dix à douze assises de cellules superposées, allongées et aplaties, à membrane brunâtre, irrégulièrement épaissie mais relativement mince. La paroi interne, de 17-22 μ, est formée d'une première couche de deux à trois assises de grandes cellules polygonales à membrane très mince et incolore, coiffée de trois à quatre assises de cellules à contour variable et dont le protoplasme contient de très nombreux granules lipidiques qui rendent leur

(*) Diagnose latine. *Rosellinia coffeae* n. sp.

Peritheciis numerosis, sparsis aut gregariis, dispositis in stroma atra densa, superficie sericea ; subglobosis, conoideis, 600-800 × 500-700 μ ; atris carbonaceis, superficie laevi, coriaceo fragilique contextu ; ostiolo conico atra, nitentique. Ascis cylindricis, rectis-curvulisque, apice rotundato, longe pedicellatis, 78-105 (in parte spor. : 40-60 × 7-8) μ ; apice iodi opere coerulescenti ; octosporis ; paraphysibus numerosis, filiformibus continuis, apice libero, 2,5-3 μ diam., longioribus quam ascis. Sporidiis oblique monostichis ; primum hyalinis, 1-2 guttulatis ; brunneis, brunneo-olivaceis dein, monocellularibus, ovatis-subovatis, raro fusiformibus et inaequilateris ; utrinque obtusis ; rima germinationis 1/2 longa ; 8-11 × 3,5-5 (Med. : 9,1 × 4,1) μ.

Hab. : In ramis, ramulisque emortuis *Coffeae excelsae* et *C. robustae*, Africa Æquatorialis Gallica.

examen difficile. Cette dernière couche, qui remonte les parois latérales pour s'atténuer presque au niveau de l'ostiole, constitue le tissu ascigène.

Le stroma, sur lequel reposent les périthèces, est formé de nombreuses hyphes mycéliennes densément enchevêtrées, brunes, à parois épaisses, très ramifiées et cloisonnées transversalement, dont l'ensemble constitue un stroma compact de 40 à 50 μ d'épaisseur. Des coupes transversales mettent en évidence la présence d'îlots stromatiques en relation avec le stroma externe dans les couches superficielles (fig. 32, B).

2° Asques (fig. 32, D).

Les asques prennent naissance à la surface des parois internes du périthèce presque jusqu'au niveau de la base de l'ostiole et se dressent dans leur cavité au milieu de très nombreuses paraphyses filiformes, continues, cylindriques, mesurant 2-2,5 μ de diamètre, à sommet libre et plus longues que les asques. Ceux-ci sont de forme cylindrique, droits à faiblement courbes, à membrane incolore et mince sauf au niveau de la région apicale où elle paraît plus épaisse, à apex arrondi et à base longuement pédicellée. Ils contiennent huit ascospores obliquement ou verticalement monostiches, rarement moins. Leurs dimensions sont les suivantes : 100-125 × 8-10 μ.

L'appareil apical est bien visible dans les asques jeunes et mûrs (fig. 32, E). Il est à réaction amyloïde et comprend deux anneaux qui lui donnent l'aspect caractéristique d'un « bouchon de champagne perforé ». Sous la calotte, le coussinet apical est bien développé. On distingue également le manchon périapical. Le protoplasme de la chambre sous-apicale des asques jeunes est bourré de nombreuses granulations lipidiques. Dans l'ensemble, l'appareil apical de ce *Rosellinia* est identique à celui des Xylariacées typiques, plus spécialement à celui des *Rosellinia* précédemment étudiés.

3° Ascospores (fig. 32, F).

Jeunes, elles sont hyalines, munies d'une grosse gouttelette, rarement deux ; à maturité, elles deviennent brunes à brun fuligineux, opaques et non guttulées. Unicellulaires, fusoïdes, ovoïdes, inéquilatérales, aux extrémités obtuses—parfois l'une est légèrement acuminée—, elles sont munies sur toute leur longueur d'un sillon germinatif étroit assez facilement perceptible lorsqu'elles sont mûres. Dimensions : 12-16 × 5-7 (Moy. : 13,6 × 6,2) μ.

Taxonomie

Les caractères que nous venons d'énumérer sont bien ceux d'une Xylariacée appartenant au genre *Rosellinia.*

Parmi les espèces signalées sur *Coffea*, *R. coffeicola* Pat., décrite sur bois pourrissant de *C. arabica* de la Guadeloupe (*in Bull. Soc. Myc. Fr. t.* XVIII, fasc. 2, 1902), est celle qui s'en rapproche davantage, mais on relève des différences concernant les périthèces et les ascospores : les périthèces de *R. coffeicola* sont plus petits (700-800 μ, au lieu de 800-1300) et leur surface est ornée de nombreuses verrues tandis que celle de notre *Rosellinia*, apparemment lisse, n'est que finement granuleuse. Quant aux ascospores, elles sont également plus petites : 12 × 5 μ, au lieu de 12-16 × 5-7 (13,6 × 6,2) μ. Ces différences morphologiques et biométriques permettent de les considérer comme deux espèces distinctes.

Parmi les *Rosellinia* décrits sur les hôtes les plus variés (*Syll.* I, p. 252; IX, p. 495; XI, p. 280; XIV, p. 494 ; XVI, p. 435 ; XVII, p. 595 ; XXII, p. 102 ; XXIV, p. 826), les espèces suivantes se rapprochent de celle d'A. E. F. :

Espèce	Périthèces	Asques	Ascospores
R. cocoës P. Henn. Sur pédoncule mort de *Cocos nucifera*, Philippines (*Hedw.*, XLVII, 1908, p. 256 ; *Syll.*, XXII, p. 110)	0,7-1 mm ø	90-100 × 7-8 μ	13-16 × 6-8 μ
R. griseo-cincta Starb. Sur bois pourri, Brésil (Bih. K. Svensk. Vet. Akad. Handl., Bd. 25, Afd. III, n° 1, p. 49, t. II, f. 81 ; *Syll.*, XVI, p. 435)	1 mm ø	p. sp. : 75-80 × 8-10 μ	12-15 × 5,5-6,5 μ
Rosellinia, sur caféier, Oubangui-Chari .	0,8-1,3 mm ø	100-125 × 8-10 μ	12-16 × 5-7 μ

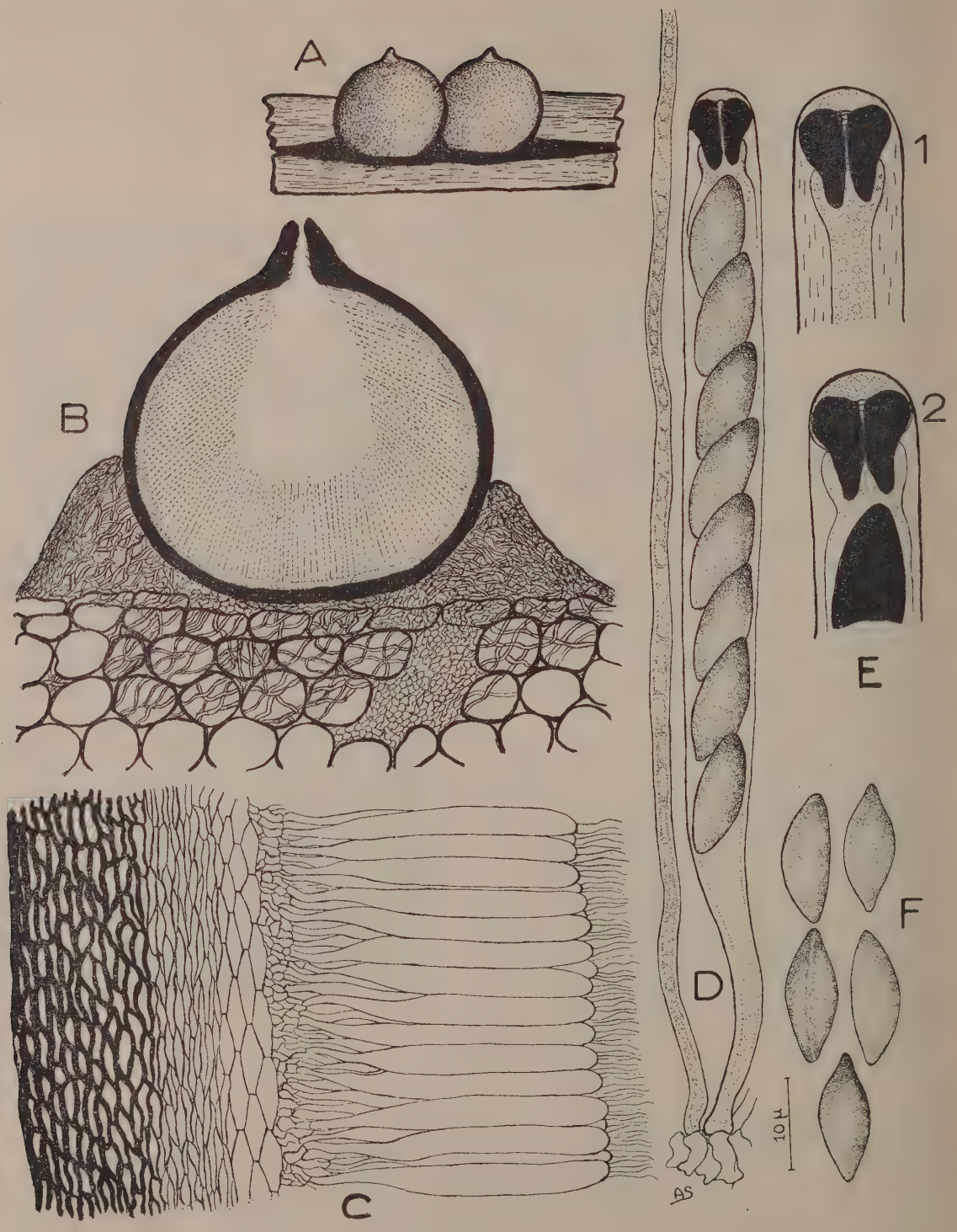

FIG. 32. — Forme ascosporée de *R. lobayensis*. A : Aspect des périthèces reposant sur le stroma. B : Coupe d'un périthèce montrant également le stroma. C : Structure de la paroi périthéciale vue en coupe. D : Asque et paraphyse. E : Appareil apical d'asques jeune et mûr. F : Ascospores.

En tenant compte des différences notées dans les dimensions des asques de ces trois espèces, parfois dans leur forme (cylindro-claviformes au lieu de cylindriques) et dans la forme des ascospores (ellipsoïdes aux extrémités arrondies à aiguës, au lieu d'ovoïdes aux extrémités toujours obtuses), nous proposons d'appeler l'espèce étudiée en Oubangui : *Rosellinia lobayensis* (*). Peu répandue et trouvée jusqu'ici sur bois mort seulement, nous la considérons comme saprophyte.

* * *

X. — *Rosellinia echinocarpa* n. sp.

Ce *Rosellinia* n'a été trouvé que deux fois sur fragments de branches et rameaux de *C. robusta* morts, récoltés à terre et en voie de décomposition dans une parcelle de la Station de Boukoko. Jusqu'ici, sa forme conidienne n'a pas été observée.

Etude microscopique

1° Périthèces (fig. 33).

Nombreux, grégaires, rarement isolés, les périthèces sont superficiels, reposant sur un subiculum crustacé noir, mince, non feutré en surface. Noir car bonacé, durs, cassants, rugueux au toucher, à surface irrégulière et ornée de grandes verrues clairsemées, quelque peu pyramidales, ils se terminent par un ostiole conique, assez développé, lisse, de coloration plus claire que les parois de la partie globuleuse du périthèce. Volumineux, globuleux presque sphériques, subglobuleux, rarement ovoïdes, ils mesurent 1,8-3 mm de diamètre.

En coupe (fig. 34, A et B), la paroi des périthèces d'une épaisseur totale de 200 à 230 μ est constituée de trois couches bien distinctes :

a) La couche externe, qui prend naissance dans les tissus superficiels de l'écorce et constitue un ectostroma, qui entoure le périthèce en lui donnant une structure coriace, remonte jusqu'à la base de l'ostiole en s'amincissant progressivement. De 100 μ environ d'épaisseur totale, elle est formée de quatre à cinq assises de cellules superposées et de six à sept au niveau des verrues, polyédriques, difficilement perceptibles, à membrane très épaisse noir foncé et à lumière entièrement disparue.

b) La couche médiane, qui prend naissance dans le tissu cortical, peut atteindre à la base

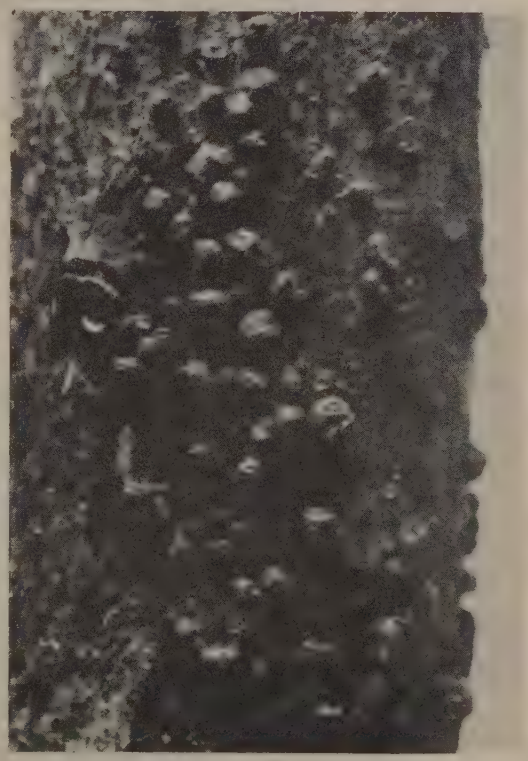

Fig. 33. — Portion de branche de *C. robusta* portant des périthèces de *Rosellinia echinocarpa* (× 4).

(*) Diagnose latine. *Rosellinia lobayensis* n. sp.

Peritheciis numerosis gregariis, confluentibus, raro sparsis, superficialibus in stroma atra, tenui, superficie tomentosa ; globosis, subsphaericis, 0,8-1,3 mm diam. ; atro-carbonaceis, coriaceo fragilique contextu, superficie rugulosa tenuiter ; ostiolo papilloso leviter comprimato. Ascis cylindricis, rectis-curvulisque, apice rotundato, longe-pedicellatis, 110-125 × 8-10 μ ; apice iodi opere coerulescenti ; octosporis : paraphysibus numerosis, filiformibus, continuis, apice libero, 2-2,5 μ diam., longioribus quam ascis. Sporidiis oblique vel recte monostichis ; primo hyalinis 1-2 guttulatis ; brunneo-fuliginosis deinde ; monocellularibus, fusoideis, ovatis interdum inaequilateralis, utrinque obtusis ; rima germinationis ab apice ad alterum ; 12-16 × 5-7 (Med. : 13,6 × 6,2) μ.

Hab. : In ramis, ramulisque emortuis *Coffeae robustae* et *C. excelsae*, Africa Æquatorialis Gallica.

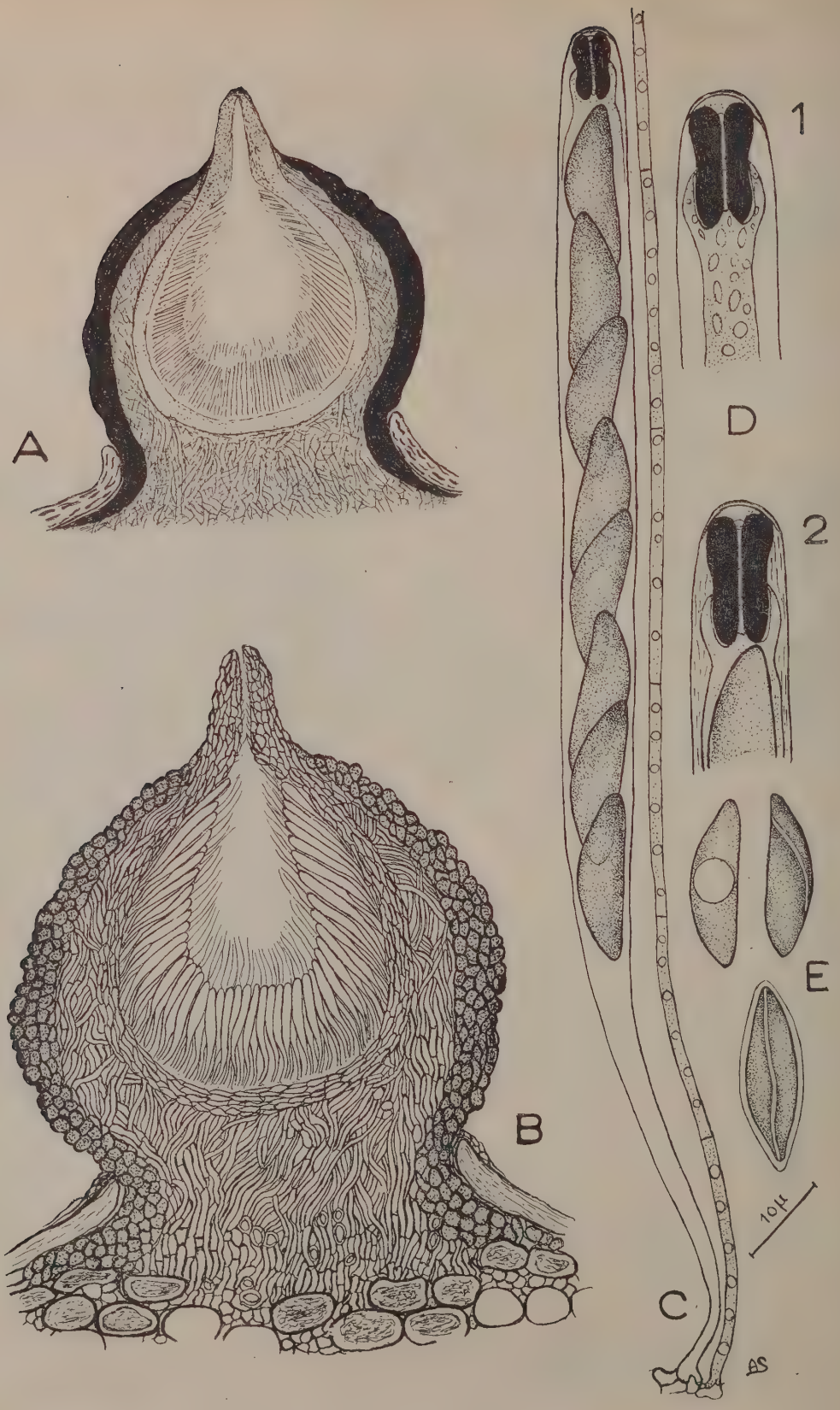

FIG. 34. — Forme ascosporée de *R. echinocarpa*. A et B : Coupes de périthèces. C : Asque et paraphyse. D : Appareil apical d'asques jeune et mûr. E : Ascospores.

250 μ d'épaisseur tandis que, latéralement, elle ne dépasse pas 100 μ. Sa structure est particulière : elle est formée d'hyphes mycéliennes densément enchevêtrées, à membrane incolore à faiblement jaunâtre, peu épaisse, constituant un plectenchyme pseudoparenchymateux, qui remonte jusqu'à la base de l'ostiole en s'amincissant à son niveau.

c) La couche interne, de 25 à 30 μ d'épaisseur, est formée de quatre à cinq assises de cellules allongées, aplaties, à membrane mince et incolore, et remonte jusqu'au sommet de l'ostiole qui constitue son prolongement.

Les parois internes du périthèce sont tapissées d'une très mince couche d'un tissu hyménial ascigène difficilement perceptible, qui atteint la base de l'ostiole et sur lequel naissent les asques et de nombreuses paraphyses. L'ostiole, qui est la prolongation de la troisième assise de l'ascocarpe, est formé de quatre à six assises de cellules allongées, dont les parois de deux à trois d'entre elles, les plus externes, sont légèrement plus épaisses et de coloration brunâtre.

2° Asques (fig. 34, C).

Ils tapissent tout l'intérieur du périthèce jusqu'aux abords de l'ostiole. Cylindriques, droits à faiblement courbes, longuement pédicellés, à apex arrondi, à parois latérales incolores, minces, sauf dans la région apicale où elle paraît épaisse, ainsi que chez les asques jeunes. Ils sont accompagnés de nombreuses paraphyses filiformes, incolores, cylindriques, de 2 μ environ de diamètre, cloisonnées transversalement, plus longues que les asques, à sommet libre, à protoplasme riche en vacuoles. Ils contiennent huit ascospores obliquement ou verticalement monostiches. Dimensions : 120-160 × 7,5-8,5 μ.

L'appareil apical, à réaction amyloïde, correspond à celui des Xylariacées typiques. Il est bien visible, dans les asques en formation comme dans les asques mûrs (fig. 34, D). Les deux anneaux apicaux, bien développés, ont l'aspect caractéristique d'un « bouchon de champagne perforé ». Le manchon périapical n'est pas visible. Par contre, sous la calotte, le coussinet apical est bien développé. Dans les asques jeunes, la chambre sous-apicale est bourrée de nombreuses gouttelettes lipidiques. La ponctuation apicale est visible dans les asques colorés au bleu coton lactique.

3° Ascospores (fig. 34, E).

Incolores et munies d'une grosse gouttelette lipidique centrale à l'état jeune et entourées d'une exospore hyaline qui disparaît à maturité, elles deviennent brunes à brun fuligineux, guttulées ou non à maturité. Unicellulaires, fusiformes, droites, le plus souvent légèrement arquées, parfois subcylindriques à inéquilatérales, aux extrémités obtuses, elles sont munies sur presque toute leur longueur d'un sillon germinatif bien visible sur les ascospores mûres. Dimensions : 15-21 × 5,5-7 μ, le plus souvent 15-17 × 6 μ.

Taxonomie

Par les caractères que nous venons d'énumérer, ce Pyrénomycète est, parmi les Sphériales, une Xylariacée typique, rattachée au genre *Rosellinia*.

En la comparant aux espèces décrites sur caféiers (*cf.* p. 690), elle se rapprocherait de *R. aquila* (Fr.) de Not., au point de vue dimensions des asques, forme et dimensions des ascospores. Mais, par ses périthèces très volumineux (1,8 à 3 mm diam.) et à surface ornée de grandes verrues, elle se différencie nettement de cette espèce à périthèces petits (1 mm diam.) et à surface lisse.

Parmi les nombreux *Rosellinia* décrits sur hôtes divers (*Syll.* I, p. 252 ; IX, p. 495 ; XI, p. 280 ; XIV, p. 491 ; XVI, p. 435 ; XVII, p. 595 ; XXII, p. 102 ; XXVI, p. 826), aucun ne s'en rapproche au point de vue caractères macroscopiques et biométriques. Nous proposons le nom de *Rosellinia echinocarpa* pour cette espèce probablement saprophyte, non encore signalée, qui, peu répandue, ne présente qu'un intérêt mycologique.

Diagnose latine. — *Rosellinia echinocarpa* n. sp.

Peritheciis gregariis, raro sparsis, superficialibus in subiculo crustaceo, atro ; globosis, subglobsis, 1,8-3 mm diam., atris carbonaceis, contextu coriaceo fragilique, superficie praedita verrucis magnis pyramidalibus ; ostiolo conico, atro, lævi, distincto prominente. Ascis cylindraceis, apice rotundato, longe pedicellatis, 120-160 × 7,5-8,5 μ ; apice iodi opere coerulescenti ; octosporis ; paraphysibus numerosis, filiformibus, septatis, guttulatis, apice libero, 2 μ diam., longioribus quam ascis. Sporidiis oblique vel recte monostichis ; primum hyalinis et 1-guttulatis, dein brunneis, brunneo-fuliginosis ; monocellularibus, fusiformibus, rectis aut saepius curvulatis, interdum, subcylindricis inæquilateris, utrinque obtusis ; rima germinationis ab apice juxta ad alterum ; 15-21 × 5,5-7 (15-17 × 6) μ.

Hab. in ramulis emortuis *Coffeae robustae*, Africa Æquatorialis Gallica.

Mars 1956

BIBLIOGRAPHIE

1. Abbott (E. V.). — Diseases of economic plants in Peru (*Phytopath.*, XIX, 7, pp. 645-56, 1929).
2. Abraao (J.). — A « podridão das raizes » do Cafeeiro (*Bol. Serv. Café*, 26, 295, pp. 738-9, 1951).
3. Allison (J. L.). — Diseases of economic plants in Irak (F. A. O. *Plant Prot. Bull.*, I, 1, pp. 9-11, 1952).
4. Alvarez Garcia (L. A.). — *In* Annual Report of the Agricultural Experiment Station. Rio Piedras, Puerto Rico, 1939-1940 (66 p., 11 fig., (?) 1941).
5. — Studies on Coffee Root disease in Puerto Rico (*J. Agric. P. R.*, XXIV, 1, pp. 1-29, 4 fig., 1945).
6. Ashby (S. F.). — *In* Rep. Dep. Agric. Jamaica, 1916.
7. Averna Sacca (R.). — Molestias Cryptogamicas do Cafeeiro (*Secr. Agric. Comm. e Obras Public.*, Sao Paulo, 101 p., 320 fig., 1917).
8. Baldacci (E.). — Mal nero e falso mal nero della vite in Italia (*Notiz. Malatt. Pianta*, 5, pp. 2-5, 1949).
9. Bally (W.). — Nieuwe wortelschimmels bij Koffie (*De Bergcultures*, III, 65, pp. 1669-75, 6 fig., 1929).
10. — Twee zwarte wortelschimmels van *Hevea* (*Rosellinia bunodes* (B. et Br.) Sacc. en *Xylaria Thwaitesii* Cke) (*Arch. voor Rubbercult. Nederl.-Indië*, XIII, 8, pp. 431-47, 3 pl., 6 fig., 1929).
11. — De zwarte wortelschimmels van Koffie (*Arch. voor Koffiecult. Nederl.-Indië*, IV, 1, pp. 1-16, 3 pl., 6 fig., 1930).
12. — Handboek voor de Koffiecultuur (212 p., 98 fig., Amsterdam, 1931).
13. Bardales (M. A.). — Algunas enfermedades fungosas de los Cafetales de Guatemala (*Bol. Agric. y Com. Guatemala*, VII, 9, pp. 433-6 ; 10, pp. 495-9 ; 11, pp. 543-6, 1928).
14. Beaumont (A.). — Diseases of Narcissi and Tulips (*Sci. Hort.*, III, pp. 184-91, 1935).
15. —, Hodson (W. E. H.). — Fifth Annual Report of the Seale-Hayne Agricultural College, Newton Abbot, Devon, for the year ending September 30th, 1928 (41 p., 1929).
16. — — Sixth Annual Report of the Seale-Hayne Agricultural College, Newton Abbot, Devon, for the year ending September 30, 1929 (28 p., 1930).
17. —, Staniland (L. N.). — Fourteenth Annual Report of the Department of plant Pathology, Seale-Hayne Agricultural College, Newton Abbot, Devon, for the year ending September 30th., 1937 (48 p., 2 fig., 1938).
18. Benlloch (M.). — Clave para reconocer las plagas y enfermedades del olivo por sus sintomas externos (*Publ. Estac. Fitopat. agric. Madr.*, 16, 14 p., 23 pl., 1945).
19. Bensaude (M.). — Inventário das molestias das plantas agricolas de S. Miguel (*Bol. Agric. e Econ. da Soc. Corretora Ltda.* (Azores), 1927).
20. Beran (F.), Henner (J.). — Kurze Übersicht über die Bekampfung der wichtigsten Rebkranheiten und Rebschädlinge (46 p., 21 fig., Vienna, Bundesanstalt für Pflanzenschutz, 1951).
21. Berlese (A. N.). — Rapporti fra *Dematophora e Rosellinia* (*Riv. Pat. Veg.*, 1, pp. 3-17, 33-46, 1892).
22. Bernard (C.). — Verslag van het Algemeen Proefstation voor Thee over het jaar 1922 (*Meded. Proefst. voor Thee*, LXXXIII, 27 p., 1923).
23. Bernes (J.). — Les parasites de l'olivier au Congrès oléicole de Nice. (*Prog. agric. vitic.*, LXXX, 47, pp. 518-24. 1923).
24. Berry (P. A.), Abrego (L.). — Insects and diseases affecting some crops in El Salvador (*F. A. O. Pl. Prot. Bull.*, I, 10, pp. 151-3, 1953).
25. Blanchard (E. E.). — Principales insectos y enfermedades que perjudican los cultivos citricos en la Republica Argentina (*Min. Agric. Nac.* (Buenos-Aires) *Secc. Prop. e Inform. Circ.*, 815, 114 p., 8 pl., 42 fig., 2 diag., 1930).
26. Boischot (P.). — Le Jasmin (*Progr. agric. Vitic.*, CIX, 17, pp. 399-401, 1938).
27. Botero (R. O.). — Apartes del informed sobre reconocimiento fitopatologico del Quindio (Caldas) (*Rev. Cafetera Colombia*, VI, 97-99, pp. 2186-88, 6 fig., 1937).
28. Bremer (H.), Ismen (H.), Karel (G.), Ozkan (H.), Oskan (M.). — Beiträge zur Kenntnis der parasitischen Pilze der Türkei. I. (*Rev. Fac. Sci. Univ. Istanbul*, sér. B, XIII, 2, pp. 122-72, 1 pl., 2 fig., 1947).
29. Briant (A. K.). — Maladies affecting Arrowroot in St. Vincent (*Trop. Agric.*, X, 7, pp. 183-8, 4 fig., 1 diag., 1933).
30. Briton-Jones (H. R.). — The diseases and curing of cacao (pp. 23-32, Macmillan & Co, Londres, 1934).
31. Candioli (P.). — La « moria » del Ciliegia (*Ital. Agric.*, 86, 6, pp. 373-83, 8 fig., 1949).
32. Casella (D.). — Le malattie degri Agrumi e lo stato attuale dei rimedi relativi (*Ann. Staz. Agrum. Frutt. Acireale*, N. S., II, pp. 239-53, 1935).
33. Castano (J. J.). — Algunas observaciones sobre la « llaga negra » radicular del Cafeto (*Bol. Inf. Colombia*, 4, 37, pp. 28-30 ; 38, pp. 30-34, 2 fig., 1953).
34. — Reproduccion artificial de los sintomas lesionales tipicos de la « llaga negra » o « podredumbre negra » radicular del Cafeto (*Bol. Inf. Colombia*, 5, 51, p. 32, 1954).
35. Chabrolin (C.). — Quelques maladies des arbres fruitiers de la Vallée du Rhône (*Ann. Epiph.*, X, 5, pp. 265-335, 5 pl., 36 fig., 1924).
36. Chadefaud (M.). — Etudes d'asques. II. Structure et anatomie comparée de l'appareil apical des asques chez divers Discomycètes et Pyrénomycètes (*Rev. Mycol.*, VII, 2-3-4, pp. 1-88, 85 fig., 1942).
37. Chardon (C. E.). — Observaciones sobre las enfermedades del Café en Colombia (*Rev. agric. Puerto Rico*, X, 1, pp. 5-9, 29, 1 pl., 1 fig., 1927).
38. —, Toro (R. A.). — Mycological explorations of Venezuela (*Monogr. Univ. Puerto Rico*, ser. B, Phys. and Biol. Sci., 2, 353 p., 33 pl., 1 graph., 1934).
39. Ciferri (R.). — Informe de Pathologia vegetal y entomologia agricola (*Primer Informe Annal de la Estacion Agron. y col. de Agric. de Haina*, Republica Dominicana, 1 Ab.-31 Dic., 1925, pp. 27-36, 1926).
40. — Informe general sobre la industria Cacaotera de Santo Domingo (*Estac. Agron. de Moca*, Ser. Botan. 16, 190 p., 35, pl. 13 graph., 1929).
41. — Phytopathological survey of Santo Domingo, 1925-29 (*Journ. Dept. Agric. Porto Rico*, XIV, 1, pp. 5-44, 2 pl., 1930).

42. Coleman (L. C.). — Report of work on the Coffee experiment station, Balehonnur, for the years 1930 and 1931 (*Mysore Coffee Exper. Stat., Bull.*, 8, 31 p., 3 fig., 1932).
43. Crandall (B. S.), Arillaga (G.). — A new *Rhizoctonia* from El Salvador associated with root rot of Coffee (*Mycologia*, XLVII, 3, pp. 403-7, 1955).
44. —, Javier Dieguez (C.). — A check list of the diseases of economic plants in the Tingo Maria zone of the Peruvian Montana (*Plant. Dis. Reptr.*, XXII, 1, pp. 20-7, 1948).
45. Cristinzio (M.). — Malattie delle piante da frutto nella campania e nel Mezzogiorno (*R. Lab. Pat. Veg.*, Portici, III, pp. 47-87, 2 pl., 15 fig., 1934).
46. — Le malattie crittogamiche del Noce (*Juglans regia* L.) (*Ric. Ossvz. Divulg. fitopat. campania ed Mezzogiorno*, Portici, IX, pp. 17-64, 3 pl., 9 fig., 1942).
47. Curzi (M.). — Rassegna fitopatologico e operosità nell'anno 1926 della R. stazione di Botanico Crittogamica (Laboratorio Crittogamico) in Pavia (*Atti Ist. Bot. R. Univ. di Pavia*, Ser. III, IV, pp. xlv-lxiv, 1927).
48. Da Camara (E. de S.). — Mycetes aliquot novi aliique in mycoflora Lusitaniae ignoti. (*Rev. Agron.*, XVII, 2, 11 p., 5 pl., 1929).
49. —, Coutinho (D. M. de F. P.). — O presente e o futuro das plantaçôe em S. Tomé (*Anais do Inst. Sup. Agron.* (Coimbra), II, 2, pp. 138-96, 1925).
50. D'Angremond (A.). — Verslag van den Directeur van het Algemeen Proefstation der A. V. R. O. S. over het tijdvak 1 Januari 1937-31 December 1939 (*Meded. alg. Proefst. Avros*, Alg. Ser. 59, 76 p., (? 1940)).
51. — Verslag van den Directeur van het Algemeen Proefstation der A. V. R. O. S. over het tijdvak 1 Januari 1940-31 December 1940 (*Meded. alg. Proefst. Avros*, Alg. Ser. 60, 59 p., 1948).
52. David (P. A.). — The black Pepper culture in the College of Agriculture at Los Banos (*Philipp. Agric.*, 35, 3, pp. 130-6, 2 fig., 1951).
53. De Almeida (F. J.). — Safra e contra-safra na Oliveira (*Publ. Minist. Agric. Lisboa*, Ser. Invest., 7, 154 p., 44 fig., 6 graph., 1940).
54. De Carvalho (J. N.). — O cafeeiro e suas pragas na parahyba do Norte (*Agronomia* (*Ann. Soc. Brasil. Agron.*), 1, pp. 99-118, 1 fig., 1 diag., 1930).
55. De Jong (W. H.). — Over de bestrijding van eenige Ziekten, die houtwonden aan het onderste deel van den stam van Hevea veroorzaken (*Bergcultures*, XV, 33, pp. 1134-7, 1941).
56. — Part II-Research and Industry (*Rep. Tea Sci. Dep. Un. Pl. Ass. S. India*, 1951-52, pp. 3-13, 2 graph., 1952).
57. — Part II-Research and Advisory (*Rep. Tea Sci. Dep. Un. Pl. Ass. S. India*, 1952-53, pp. 4-11, 2 pl., 1953).
58. Delmas (H. G.). — Sur un cas d'infection d'un *Prunus Marianna* réputé résistant (*Progr. agric. Vitic.*, 131, 20, pp. 265-7, 1949).
59. Dufoux (A.). — Pour éviter le pourridié de la vigne (*Rev. de Vitic.*, LX, 1560, pp. 379-80, 1924).
60. Dwyer (R. E. P.). — *In* Report of the Economic Botanist. Year ending 30th June, 1936 (*New Guinea Agric. Gaz.*, III, 1, pp. 11-8, 1937).
61. Faes (H.). — Station Fédérale d'Essais Viticoles à Lausanne et Domaine de Pully. Rapport annuel 1930 (*Ann. Agric. de la Suisse*, XXXII, 3, pp. 273-310, 3 graph., 1931).
62. Fawcett (H. S.). — Fungus diseases of Coffee in Puerto Rico (*Puerto Rico Exper. Stat Bull.*, 17, 1915).
63. — *Citrus* diseases and their control (2e éd., 656 p., Mc Graw Hill Book Co, N. Y., 1936).
64. Gadd (C. H.). — Report of the Division of Botany and Mycology (*Ceylon Administration Reports* for 1924, pp. D13-4, 1925).
65. — Report of the Mycologist (*Tea Rev. Inst. Ceylon Bull.* 2 (Ann. Rept. for the year 1927), pp. 7-18, 1 pl., 1928).
66. — The parasitism of *Rosellinia arcuata* (*Tea Quaterly*, 1, 3, pp. 55-60, 2 pl., 1928).
67. — Treatment of Tea Root Diseases. Diagnosis and control (*Planters' chron.*, XXIII, 32, pp. 613-8; 33, pp. 634-5, 1928).
68. — *Rhizoctonia bataticola* and Tea root diseases (*Trans. Brit. Mycol. Soc.*, XIV, 1-2, pp. 99-109, 1929).
69. — Diseases of the Tea Bush. II, Root diseases (*Tea Quart.*, IX, 1, pp. 5-12, 1936).
70. — Diseases of the Tea Bush. III. Root diseases and tree stumps (*Tea Quart.*, IX, 3, pp. 101-7, 1936).
71. — Report of the Mycologist for 1935 (*Bull. Tea Res. Inst. Ceylon*, 13, pp. 24-34, 1 pl., 1936).
72. — Report of the Mycologist for 1936 (*Bull. Tea Res. Inst. Ceylon*, 17, pp. 23-30, 1937).
73. — Report of the Mycologist for 1938 (*Bull. Tea Res. Inst. Ceylon*, 19, pp. 27-33 1939).
74. Gard (M.). — A propos des « mourios » de l'Aveyron (*Rev. Path. Vég. et Ent. Agric.*, XIV, 1, pp. 24-6, 1927).
75. — Pourridié et carbonate de chaux (*C. R. Ac. Sc.*, CLXXXIX, 14, pp. 497-8, 1929).
76. Garrett (S. D.). — Root diseases fungi (*Chron. Bot.* Waltham, U. S. A., 1944, 177 p.).
77. Gaudineau (M.). — Sur quelques maladies parasitaires (pourridiés, plombs, flétrissements) et leur incidence dans la « mortalité des Pruniers » (IIe Congrès national de la Prune et du Pruneau, Agen, 21-23 octobre 1948, 6 p., 3 fig., 1949).
78. Gillett (S.). — Report on a visit to the Coffee growing centres in Jamaica, Costa Rica and Colombia (*Min. Bull. Coffee Bd Kenya*, VI, 2 pp., 24-7 ; 3, pp. 40-2, 10 fig., 1940).
79. Gobbato (C.). — Principaes pragas e molestias das vides cultivadas no Rio Grande do Sul (*Rodriguesia*, II, Num. esp. (1936), pp. 187-90, 1937).
80. Godfrey (G. H.). — Control of soil fungi by soil fumigation with chloropicrin (*Phytopath.*, XXVI, 3, pp. 246-56, 1 fig., 1936).
81. Gonçalves (R. D.). — Principaes doenças da Videira em São Paulo (*Biologico*, IV, 1938).
82. Guyot (A. L.). — Les maladies des arbres fruitiers à noyau (46 p., 3 fig., Paris, Libr. Agric. Maison Rustique (?) 1929).
83. G. C. (J.). — Maladies du mûrier (*Rev. Bot. Appl.*, VII, 67, pp. 213-4, 1927).
84. Haigh (J. C.). — Report of the work of the Mycological Division (*Ceylon Administration Report of the Director of Agric. for.*, 1930, pp. D65-70, 1931).

85. Hansen (H. N.), Thomas (H. E.), Thomas (H. E.). — The connexion between *Dematophora necatrix* and *Rosellinia necatrix* (*Hilgardia*, X, 14, pp. 561-4, 1 pl., 1937).
86. Harris (M. R.). — *Rosellinia* root rot of Alfalfa in California (*Plant Dis. Reptr.*, XXV, 15, p. 407, 1941).
87. Hartig (R.). — *Rhizomorpha (Dematophora) necatrix* n. sp. (*Unters. Forstbot. Inst. München*, III, pp. 95-153, 2 pl., 1883).
88. Hendricks (F. L.). — Observations phytopathologiques à la Station de Mulungu en 1938 (*Publ. Inst. Nat. Et. Agron. Congo Belge*, pp. 117-28, 1939).
89. Heubel (G. A.). Beknopt overzicht van de ondernemingscultures in het rayon Zuid-Sumatra gedurende, 1938 (*Bergcultures*, XIII, 23, pp. 768-82, 2 graph, 1939).
90. Howard (A.). — *In* Bull. Dep. Agric. Jamaica, N. S., VIII, 12, p. 181, 1901.
91. Hull (R.). — Sugar beet diseases. Their recognition and control (*Bull. Minist. Agric. Lond.*, 142, 53 p., 20 pl., 2 diag., 1949).
92. — Spoilage of sugar beet (*Brit. Sug. Beet. Rev.*, 20, 1, pp. 25-9, 5 fig., 1951).
93. Jamoussi (B.). — Les maladies de dépérissement des Agrumes (*Rev. Mycol., Suppl. Colon.*, XX, 1, pp. 1-47, 1955).
94. Kaden (O. F.). — Observations concerning the healthiness of Coffee trees in Costa Rica (*Trop. Agricult.*, IX, 11, pp. 350-1, 1932).
95. Kalis (K. P.). — Beknop overzicht van de Rubberen Theecultuur in het rayon Bandjar-Tasikmala-Garoet (*Bergcultures*, XII, 13, pp. 375-80, 1938).
96. Keuchenius (A. A. M. N.). — Overzicht van de ondernemingscultures in het rayon West-Sumatra gedurende 1938 (*Bergcultures*, XIII, 18, pp. 569-76, 1939).
97. Kunholtz-Lordat (M.), Gastaud (J. M.). — Notes de pathologie végétale (*Ann. Epiphyt.*, N.S., IX, 2, pp. 207-19, 5 fig., 1943).
98. Larter (L. N. H.). — *In* Rep. Dep. Agric. Jamaica, 1937-1938.
99. Laurent (P.). — Le pourridié de la vigne (*Rev. Vitic.*, Paris, LXXXVIII, 2279, pp. 159-65, 6 fig., 1938).
100. Leach (R.). — Observations on the root parasitism and control of *Armillaria mellea* (*Proc. Roy. Soc Ser.*, ser. B. 71 (825), pp. 561-73, 1937).
101. Leefmans (S.). — Ziekten en plagen der cultuurgewassen in Nederlandsch-Indië in 1928 (*Meded. Inst. voor Plantenziekten*, 75, 96 p., 1929).
102. — Ziekten en plagen der cultuurgewassen in Nederlandsch Oost-Indië in 1929 (*Meded. Inst. voor Plantenziekten*, 79, 100 p., 1930).
103. — Ziekten en plagen der cultuurgewassen in Nederlandsch Oost-Indië in 1930 (*Meded. Inst. voor Plantenziekten*, 81, 84 p., 1933).
104. — Ziekten en plagen der cultuurgewassen in Nederlandsch Oost-Indië in 1931 (*Meded. Inst. voor Plantenziekten*, 82, 92 p., 1934).
105. Limon (B.). — Algunas enfermedades fungosas del Cacaotero en Tabasko (*Fitofilo*, IV, 4, pp. 193-239 ; 5, pp. 288-318, 1945).
106. Littlejohn (L.). — Annual Report of the Botanist and Plant Pathology for the year 1938 (*Reprint from. Rep. Dir. Agric. Cyprus*, 1938, 4 p., 1939).
107. Mac Alpine (R. I.). *In* Plant Pathology Department (Rep. Tocklai Exp. Sta. Indian Tea Assoc., 1950, pp. 23-9, 1951).
108. Massee (G.). — Root diseases caused by Fungi (*Kew Bull.*, 109, pp. 1-5, 1896).
109. — Diseases of cultivated plants and trees (Duckworth & Co, Londres, 1910, pp. 229-36).
110. Matz (J.). — Annual Report for the Division of Plant Pathology and Botany for the year 1920-21 (*Ann. Rep. Inst. Exp. Sta. Porto Rico*, pp. 51-8, 1921).
111. Mayne (W. W.). — Annual Report of the Coffee Scientific Officer, 1930-31 (*Mysore Coffee Exper. Stat. Bull.* 5, 24 p., 1 pl., 1931).
112. Mc Rae (W.). — Economic Botany. Part III. Mycology (*Ann. Rept. Board Scientific Advice*, India, 1921-22, pp. 43-7, 1923).
113. Mendez (R.). — Algunas enfermedades del Cafeto (*Rev. Agric. Centr. Nac. Agric.*, 1, 11-12, pp. 269-79, 5 fig., 1936).
114. Mercuri (S.). — Marciume radicale der Carciofo (*Boll. R. Staz. Pat. Veg.*, N. S., VII, 3, pp. 347-64, 8 fig., 1927).
115. — Prove preliminari di terapia del marciume radicale del Carciofo (*Boll. R. Staz. Pat. Veg.*, N. S., VIII, 1, pp. 86-93, 1928).
116. — Un 'esperienza sopra l'azione dei prodotti del ricambio e dell' estratto del micelio di « *Rosellinia necatrix* » sopra le radici di Vite (*Boll. R. Staz. Pat. Veg.*, N. S., VIII, 2, pp. 194-9, 1928).
117. A. Milbrath (D. G.). Bureau of Plant Pathology (*Bull. Dept. Agric. Calif.*, XXX, 4, pp. 374-84, 1941).
117. B. Miller (J. H.). — A revision of the classification of the Ascomycetes with special emphasis on the Pyrenomycetes (*Mycologia*, XLI, 2, pp. 99-127, 37 fig., 1949).
118. Montemartini (L.). — I parassiti e le malattie delle piante coltivate nella Sicilia occidentale durante il bienno 1932-33 (*Riv. Pat. Veg.*, XXIV, pp. 11-36, 1 fig., 1934).
119. Moore (W. C.). — Report on fungus, bacterial and other diseases of crops in England and Wales for the years 1943-46 (*Bull. Minist. Agric. Lond.*, 139, 90 p., 26 fig., 5 graph., 1948).
120. Moreau (C.), Moreau (M.). — Succession des flores fongiques dans un pourridié du caféier à Madagascar (*Mém. Inst. Sci. Madagascar*, sér. B, 5 (1954), pp. 1-6, 1955).
121. Morstatt (H.). Kaffee-Schädlinge und-Krankheiten Afrikas (Schluss) (*Tropenpflanzer*, XL, 2, pp. 47-65, 8 fig., 1937).
122. Muller (H. R. A.). — Overzicht van de belangrijkste Citrus-Ziekten in Nederlandsch-Indië (*Meded. alg. Proefst. Landb.*, Batavia, 34. 42 p., 29 fig., 1939).
123. Muller-Thurgau (H.), Osterwalder (A.). — Bericht der Schweizerischen Versuchsanstalt für Obst., Wein-und Gartenbau in Wädenswil für die Jahre 1921-1923. III. 1. Pflanzenphysiologische und pflanzenpathologische Abterlung (*Landw. Jahrb. der Schweiz.*, XXXVIII, 5, pp. 573-81, 1924).

124. Nagorny (P. I.). — La flore fongique de la vigne au Caucase (*Trav. Jard. Bot. Tiflis*, ser. II, V, 207 p., 6 pl., 65 fig., 1930) (En russe).
125. Napper (R. P. N.). — Observations on the root diseases of Rubber trees caused by *Fomes lignosus* (*Journ. Rubber Res. Inst. Malaya*, IV, 1, pp. 5-33, 1932).
126. Nattrass (R. M.). — The white root rot of fruit caused by *Rosellinia necatrix* (Hart.) Berl. (*Ann. Rept. Agric. and Hort. Res., Stat. Long. Ashton*, Bristol, for 1926, pp. 66-72, 2 pl., 1927).
127. — *In* the White root rot of fruit trees (*Cyprus Agric. Journ.*, XXVI, 3, pp. 77-80, 3 fig., 1931).
128. — Annual Report of the Plant Pathologist for the year 1937 (*Rep. Dir. Agric. Cyprus*, 1937, pp. 48-50, 1938).
129. — Annual Report of the Senior plant Pathologist 1948 (*Rep. Dep. Agric. Kenya*, 1948, pp. 95-8, 1950).
130. — A disease of Lucerne in Kenya (*E. Afr. agric. J.*, 18, 3, pp. 97-8, 4 fig., 1953).
131. Negretti (A. N.). — Tratamientos contra las enfermedades del Cacao (*Rev. de agric. Republica Dominicana*, XVII, 12, pp. 188-92, 1923).
132. Nicolini (J. C.). — La podredumbre de las raices del Olivo (*Alm. Minist. Agric. B. Aires*, 1951-1952, pp. 319-20, 1951).
133. Nowell (W.). — *Rosellinia* root diseases in the Lesser Antilles (*West Indian Bull.* 16, pp. 31-71, 12 fig., 1917).
134. — A root disease of Cacao in Trinidad. *Rosellinia pepo* (*Trin. and Tobaco Dept. Agric., Bull.*, 18, pp. 178-99, 5 fig., 1919).
135. — Diseases of Cacao in Trinidad (*Proc. Agric. Soc. Trinidad and Tobago*, XXII, 5, pp. 483-93, 1922).
136. — Diseases of crop plants in the Lesser Antilles (383 p., 150 fig., The West India Committee, Londres, 1923).
137. — Diseases of Coffee (*Proc. Agric. Soc. Trinidad and Tobago*, XXVI, 7, pp. 339-42, 1926).
138. Pape (H.). — Krankheiten und Schädlinge der Begonien (pp. 149-86, 13 fig., Stuttgart, E. Ulmer, 1933).
139. Park (M.). — Report on the work of the Mycological Division (*Adm. Rep. Dir. Agric. Ceylon*, 1936, pp. D28-35, 1937).
140. Pasinetti (L.). — La Röntgendiagnostica applicata alla fitografia ed alla fitopatologia. Memoria I. La Röntgendiagnostica come sussidio della anatomia macroscopica normale e patologica (*Riv. Pat. Veg.*, XXVIII, 5-6, pp. 155-91, 12 pl., 1938).
141. Paul (W. R. C.). — Report on the work of the Division of Plant Pathology (*Adm. Rep. Dir. Agric. Ceylon* 1938, pp. D41-5, 1939).
142. Perotti (R.). — Note fitopatologiche per gli anni 1941-45 (*Ann. Fac. Agr. Pisa.*, N. S., VIII, pp. 69 83, 2 graph., 1947).
143. Petch (T.). — The diseases of the Tea Bush (Macmillan & Co., 220 p., Londres, 1923).
144. — The parasitism of Tea root disease fungi (*Tea Quaterly*, I, 1, pp. 10-5, 1928).
145. Petri (L.). — Mal bianco (*Dematophora necatrix* Hart.) nei vivai florestali. Relazione sulle malattie delle piante, etc... (*R. Staz. Patol. Veg. Roma*, p. 54, 1909).
146. — Rassegna dei casi fitopatologici osservati nel 1927 (*Boll. R. Staz. Pat. Veg.* N. S., VIII, 1, pp. 1-50, 4 fig., 1928).
147. — I metodi di cura del marciume radicale degri Agrumi (*Boll. R. Staz. Pat. Veg.*, N. S., IX, 3, pp. 255-72, 4 fig., 1929).
148. — Rassegna dei casi fitopatologici osservati nel 1930 (*Boll. R. Staz. Pat. Veg.*, N. S., XI, 1, pp. 1-50, 1931).
149. — Rassegna dei casi fitopatologici osservati nel 1931 (*Boll. R. Staz. Pat. Veg.*, N. S., XII, 1, pp. 1-64, 4 fig., 1932).
150. Petri (L.). — Rassegna dei casi fitopatologici osservati nel 1935 (*Boll. R. Staz. Pat. Veg. Roma*, N. S., XVI, 1, pp. 1-25, 6 fig., 1936).
151. — Rassegna dei casi fitopatologici osservati nel 1939 (*Boll. R. Staz. Pat. Veg. Roma*, N. S., XX, 1, pp. 1-70, 12 fig., 1940).
152. Prillieux (E.). — Maladies des plantes agricoles. T. II (Firmin-Didot éd., Paris, 1897, pp. 116-44).
153. — Les périthèces du *Rosellinia necatrix* (*C. R. Ac. Sci.* Paris, LXXXV, pp. 275-8, 1902).
154. — Sur la déhiscence des périthèces du *Rosellinia necatrix* (R. Hart.) Berlese (*Bull. Soc. Mycol. Fr.*, XX, pp. 34-8, 1904).
155. Rant (A.). — Der grane wurzelpilz von Cinchona (*Bull. Jard. Bot. Buitenz.*, 2e s., nº 22, 1926).
156. Ravaz (L.). — Y a-t-il des vignes résistantes au pourridié ? (*Prog. agric. Vitic.*, XLII, 8, pp. 173-5, 1925).
157. — Chronique : Sur le court-noué. Retour agressif du pourridié (*Prog. agric. Vitic.*, XCII, 50, pp. 557-61, 1929).
158. Rhind (D.). — Report of the Mycologist, Burma, for the period ending 30th June 1924 (Rangoon, supdt, Govt. Print. and Station, Burma, 6 p., 1924).
159. Rivera (V.). — Sui marciumi radicali da *Rosellinia necatrix* e da *Agaricus melleus* sensibilità per la temperatura dell'ambiente radicale, influenza del terraneo e della natura del legname della pianta ospite ; mezzi di lotta (*Nuovo G. Bot. Ital.*, N. S., XLVII, 2, pp. 477-87, 5 fig., 1940).
160. Roger (L.). — Notes de pathologie végétale (*Agron. Colon.*, XXIV, 215, pp. 139-47, 1935).
161. — Phytopathologie des pays chauds, t. II (pp. 1286-97, *Encycl. Mycol.*, XVIII, Lechev. édit., Paris, 1953).
162. Rolet (A.). — La pourriture des oignons à fleurs, bulbes, tubercules, rhizomes (*Vie Agric. Rur.*, XXV, 24, pp. 381-4, 1936).
163. Ruiz Castro (A.). — La lucha contra las enfermedades del Vinedo (Su stado actual en Espana) (*Boll. Pat. Veg. Ent. Agric. Madr.*, 18, pp. 243-80, 29 fig., 1950-51).
164.A. Saccardo (P. A.). — Sylloge Fungorum omnium hucusque cognitorum (24 vol., 1882-1928).
164.B. Savulescu (T.), Sandu-Ville (C.), Rayss (T.), Alexandri (V.). — L'état phytosanitaire en Roumanie au cours de l'année 1933-34 (*Inst. Cerc. Agron. al Romaniei*, 24, 59 p., 7 fig., 1935).
165. Smith (F. E. V.). — *In* Rep. Dep. Agric. Jamaica, 1927 (1928).
166. — Plant diseases in Jamaica in 1928. Report of the Government Microbiologist (*Ann. Rept. Dept. of the year ended 31st December*, 1928, pp. 17-20, 1929).

167. South (F. W.). — An important Root Disease on Borneo Camphor (*Agric. Bull. Fed. Malay States*, IX,1, pp.34-6, 1921).
168. — The treatment of a root disease of Borneo Camphor (*Malayan Agric. Journ.*, X, 7-9, pp. 217-8, 1923).
169. Stahel (G.). — Verslag van een diegstreis naar Centraal-Amerika, 1 Februari-2 April 1923 (*Dept. van Landbouw. Suriname, Bull.*, 45, 73 p., 18 pl., 1924).
170. Stehle (H.). — Quelques notes sur la Botanique et l'Ecologie végétale de l'Archipel des Caraïbes (*J. Agric. Trop. Bot. Appl.*, I, 1-4, pp. 71-110, 1954).
171. Steinmann (A.). — Enkele mededeelingen over twee in Java tot nu toe minder bekende wortelschimmels hij *Hevea brasiliensis* (*Arch. Rubbercult. Nederl.-Indië*, VIII, 3, pp. 138-40, 1924).
172. — De zwarte wortelschimmels van de Thee (*Arch. voor Theecult. Nederl.-Indië*, I, pp. 65-72, 6 pl., 1 graph., 1927).
173. — Over het gebruik van chemische meddelen bij de bestridjing van wortelschimmels (*De Bergcultures*, IV, 9, pp. 223-8, 1930).
174. — Overzicht van de ziekten en plagen van groenbemesters over 1930 (*De Bergcultures*, V, 10, pp. 255-7, 1931).
175. Steyaert (R. L.). — Le problème des pourridiés dans les cultures arbustives tropicales et sa portée sur les techniques d'ouverture des plantations (*Bull. Agric. Congo Belge*, XL, 2, pp. 1651-78, 1949).
176. Stoffels (E. H. J.). — Le quinquina (*Publ. Inst. Nat. Et. Agron. Congo Belge*, Sér. Tech. 240, 57 p., 26 fig. 1 graph., 1945).
177. Subba Rao (M. K.). — Report of the Mycologist, 1940-41 (*Adm. Rep. Tea Sci. Dep. Unit. Plant. Ass. S. India*, 1940-41, pp. 51-62, 2 graph., 1941).
178. Teodoro (N. G.), Gomez (E. T.). — Coffee diseases and their control (*Philipp. Agric. Rev.*, XIX, 3, pp. 249-57, 1926).
179. Thomas (H. E.), Hansen (H. N.). — *Dematophora* root rot. (*Abs. in Phytopath.*, XXIV, 10, p. 1145, 1934).
180. — Lawyer (L. O.). — The use of carbon bisulphide in the control of *Armillariella* root-rot (*Phytopath.*, XXIX, 9, pp. 827-8, 1933).
181. Thompson (A.). — Report of the Division of Mycology Department of Agriculture, S. S. and F. M. S., 1933 (*Bull.* 19, Gen. Ser., 55, 1934).
182. — Report of the Division of Mycology Department of Agriculture. S. S. and F. M. S., 1935 (*Bull.*, 24, Gen. Ser., 54, 1936).
183. — The division of Mycology (*Rep. Dep. Agric. Malaya*. 1935, pp. 64-6, 1936).
184. Toro (R. A.). — La influencia del ambiente en la protection de las plantas contra enfermedades (*Porto Rico Insul. Exper. Stat. Circ.*, 90, 10 p., 1925).
185. Tubbs (F. R.). — Report of the Mycologist for 1946 (*Bull. Tea Res. Inst. Ceylon*, 28, pp. 24-7, (?), 1947).
186. Tucker (C. M.). — The black root disease in Coffee seed beds (*Agric. Notes, Porto Rico Agric. Exper. Stat.*, 23, 2 p., 1926).
187. — Report of the Plant Pathologist (*Rept. Porto Rico Agric. Exper. Stat.*, 1925, pp. 24-40, 7 fig., 1927).
188. — Enfermedades del Café en America (*Rev. Agric. Puerto Rico*, XXII, 7, pp. 27-31, 1929).
189. Tunstall (A. C.). — Notes on some fungus diseases prevalent during season of 1922 (*Quart. Journ. Sci. Dept. Indian Tea Assoc.*, III, pp. 115-23, 1922).
190. — Fungi on Tea roots (*Quart. Journ. Indian Tea Assoc.*, 1929, 1, pp. 1-10, 1929).
191. — Notes on root diseases of Tea in North East India (*Mem. Tocklai Exper. Sta. Indian Tea Ass.*, 8, 25 p., 11 pl., 1940).
192. Tumstall (A. C.), Sarmah (K. C.). — Notes on stem diseases of Tea (*Mem. Tocklai Exp. Sta. Indian Tea Ass.*, 16, 77 p., 12 pl., 1947).
193. Ultee (A. J.). — Verslag over de Werkzaamheden van het Proefstation in het jaar 1928 (*Meded. Proefst. Malang.*, 69, 64 p., 1929).
194. Uppal (B. N.). — India : Fungous diseases of the grape in the Bombay Presidency (*Internat. Rev. of Agric.*, N. S., XIX, 8, p. 745, 1928).
195. Van der Goot (P.). — Ziekten en plagen der cultuurgewassen in Nederlandsch-Indië in 1932 (*Meded. Inst. voor Plantenziekten.*, 83, 80 p., 1934).
196. — Ziekten en plagen der cultuurgewassen in Nederlandsch-Indië in 1935 (*Meded. Inst. Plziekt.*, Batavia, 87, VII + 106 p., 1936).
197. Van Heusden (W. C.). — Beknopt overzicht van de ondernemingscultures in het rayon Zuid-Sumatra gedurende 1936 (*Bergcultures*, XI, 20, pp. 713-9, 1937).
198. Van Overeem (C.). — Over het optreden van zwarte wortelschimmel (*Rosellinia*) bij Rubber en Koffie (*Arch. Rubbercult. Nederl.-Indië*, VIII, 3, pp. 135-7, 1 pl., 1924).
199. Verona (O.). — Prospetto sinoticco delle principali malattie crittogamiche dell'olivo (*Boll. tec. Ist. Pat. Veg. Pisa*, 1, pp. 234-40, 2 pl., 1950).
200. — Azione della vitamina K5 sur alcuni funghi, incluso funghi fitopatogeni (*Nuovo G. Bot. Ital.*, N. S., 59, 2-4, pp. 522-4, 1952).
201. Viala (P.). — Monographie du pourridié (124 p., 7 pl. ; G. Masson, Paris, 1891).
202. Viegas (A. P.). — Cassava root rot (*Rev. Agron.* (Porto Alegre), 17 pp. 202-8, nov. 1954-mars 1955).
203. Viennot-Bourgin (G.). — Les champignons parasites des plantes cultivées, t. I (pp. 403-12, Masson éd., Paris, 1949).
204. Voglino (P.). — I funghi più dannosi alle piante coltivate osservati nella provincia di Torino e regioni vicine nel 1921 (*Ann. R. Acad. Agric. Torino*, LXV (1922), pp. 53-64, 1923).
205. — Una cura pratica del marciume radicale del Gelso (Nota) (*La Difesa della plante*, VI, 5, pp.1-2, 1929).
206. Vollema (J. S.). — Wortelschimmels bij Rubber en Thee (*Bergcultures*, XI, 43, pp. 1518-30, 6 fig., 1937).
207. Walters (E. A.). — *In* Report on the Agricultural Department, St Lucia, 1924 (30 p., 1926).
208. — *In* Report on the Agricultural Department, St-Lucia, 1927 (31 p., 1928).
209. — *In* Report on the Agricultural Department, St-Lucia, 1929 (29 p., 1930).
210. — *In* Report on the Agricultural Department, St-Lucia, 1930 (24 p., 1931).

211. — *In* Report on the Agricultural Department, St-Lucia, 1931 (43 p., 1932).
212. — *In* Report on the Agricultural Department, St-Lucia, 1933 (51 p., 1 pl., 2 graph., 1934).
213. Waterston (J. M.). — Observations on parasitism of *Rosellinia pepo* Pat. (*Trop. Agric.*, XVIII, 9, pp. 174-84, 10 fig., 2 diag., 1941).
214. Weir (J. R.). — A pathological survey of the Para Rubber tree (*Hevea brasiliensis*) in the Amazon Valley (*U. S. Dept. of Agric. Bull.*, 1380, 129 p., 21 pl., 1926).
215. Wilhem (S.) et *alt.* — *Dematophora* root and crown rot of strawberry (*Plant Dis. Rept.*, 38, 2, pp. 72-3, 1954).
216. Wiltshire (S. P.). — Plant diseases in British Colonial Dependencies : a half-yearly report (*F. A. O. Pl. Prot. Bull.*, 2, 5, p. 65, 1954).
217. X. — Plant Pathology (*Admin. Rept. Dept. Agric. Trinidad and Tobago for the year* 1926, pp. 35-6, 1927).
218. X. — Krankheiten und Beschädigungen der Kulturpflanzen im Jahre 1927 (*Mitt. Biol. Reichsanst. für Land- Und Forstwirtsch.*, 37, 212 p., 2 graph., 1928).
219. X. — Bégonias tubéreux attaqués par *Rosellinia necatrix* (*Rev. Path. Vég. et Ent. Agric.*, XVIII, 5, p. 168, 1931).
220. X. — England and Wales ; new and interesting phytopathological records for the year 1935 (*Int. Bull. Pl. Prot.*, X, 3, pp. 48-50, 1936).
221. X. — Het gebruik van zwavel bij de bestrijding van zwarte wortelschimmel bij de Theecultuur (*Rosellinia arcuata* en *R. bunodes*) (*Ind. Mercuur*, LIX, 9, pp. 115-6, 1936).
222. X. — Emendations to the second edition of the list of common names of British Plant Diseases (*Trans. Brit. Mycol. Soc.*, XXIII, 3, pp. 273-80, 1939).
223. X. — Verslagen Proefstations (*Versl. Landb. Synd. Batavia*, 1940, pp. 154-282, 1941).
224. X. — *In* Rapport annuel pour l'exercice 1948 (*Publ. Inst. Nat. Et. Agron. Congo Belge*, p. 65, 1949).
225. X. — Diseases problems of Cacao in Cuba (*Cacao* (Int. Amer. Cacao Cent.), 2, 25-27, p. 3, 1952).
226. Zambettakis (C.). — *Rosellinia necatrix* (Hart.) Berl., agent de pourridié (*Fiche de Phytopathologie trop.*, 13, 8 p., 1955).
227. Zaprometoff (N. G.). — Matériaux pour la mycoflore de l'Asie Centrale, Part I (en russe) (Pamphl. *Uzbekistan Plant Protect. Exper. Stat. Phytopath. Sect.*, Tashkent, 36 p., 2 fig., 1926).
228. — Les maladies du Mûrier (en russe) (St Publish. Dept. Tashkent, 76 p., 22 fig., 1945).

RÉSUMÉ. — *Quelques généralités sur les espèces du genre* Rosellinia *sont données (biologie, répartition géographique et plantes-hôtes). En A. E. F., la pourriture noire due aux* Rosellinia *a été observée sur* Hevea brasiliensis, Elaeis guineensis, Saccharum officinarum *et plus particulièrement sur caféiers dans les plantations établies après abattage de la forêt. Ils causent la mort de nombreux caféiers, mais le pourcentage de dégâts est moins élevé que celui des pourridiés appartenant aux Basidiomycètes.*

Dix espèces ont été trouvées sur Coffea robusta *et* excelsa *en Oubangui-Chari. Ce sont* : R. bunodes, R. necatrix, R. pepo, R. arcuata, *toutes parasites importants, et six autres* Rosellinia *dont la pathogénéité n'a pu être démontrée expérimentalement* : R. Didolotii *n. sp.*, R. megalospora *n. sp.*, R. mastoidiformis *n. sp.*, R. coffeae *n. sp.*, R. lobayensis *n. sp.* et R. echinocarpa *n. sp.*

Une étude a été faite pour chacune de ces espèces, plus détaillée pour les espèces parasites et comportant : répartition géographique, plantes-hôtes, description des symptômes sur caféiers, étude microscopique des formes conidiennes et ascosporées, taxonomie, propagation du champignon et mode de pénétration, conditions favorables de développement, importance des dégâts sur caféiers, moyens de lutte préventive et curative appliqués expérimentalement ainsi que ceux indiqués par les différents auteurs.

Bibliographie de deux cent vingt-huit références.

SUMMARY. — *The Author gives in the preceding some generalities on the species of* Rosellinia *genus (biology, geographical distribution and host plants). In French Equatorial Africa, black rot brought abou by* Rosellinia *has been observed on* Hevea brasiliensis, Elaeis guineensis, Saccharum officinarum *and specially on coffee trees grown immediately after forest clearing. These fungi are responsible for the death of many coffee plants, but percentage of deterioration remains lower than that of root rot originating from Basidiomycetes.*

Ten species have been observed on Coffea robusta *and* excelsa *in Ubangui-Chari, i. e.* R. bunodes, R. necatrix, R. pepo, R. arcuata, *these four being important parasites, and, six other* Rosellinia, *the pathogeneticity of which has not been proved experimentally, i. e.* : R. Didolotii *n. sp.*, R. megalospora *n. sp.*, R. mastoidiformis *n. sp.*, R. coffeae *n. sp.*, R. lobayensis *n. sp. and* R. echinocarpa *n. sp.*

All of these species have been studied separately, more comprehensively as regards parasitic species, items including ; geographical distribution, host-plants, description of symptoms as seen on coffee plants, microscopic survey of conidial and ascosporate forms, taxonomy, fungus propagation and penetration mode, conditions favorable to development, importance of damages to coffee plants, preventive and curative control measures as applied experimentally, and such others as indicated by the various authors.

RESUMEN. — *Expone el Autor en el precedente estudio algunas generalidades referentes a las especies del género* Rosellinia (*biología, distribución geográfica y plantas-huéspedes. En el Africa Ecuatorial Francesa la pudrición negra debida a los* Rosellinia *se ha observado en* Hevea brasiliensis, Elaeis guineensis, Saccharum officinarum *y especialmente en los cafetos de las plantaciones hechas después del desmonte. Estos hongos matan muchos cafetos, pero el porcentaje de daños queda inferior a el causado por la pudrición radicular de los Basidiomicetes.*

Han sido observadas diez especies en Coffea robusta *y* excelsa *de Ubangui-Chari, es decir* : R. bunodes, R. necatrix, R. pepo *y* R. arcuata, *todas plagas importantes, y las otras seis* Rosellinia *cuya patogeneidad no se ha demostrado experimentalmente* : R. Didolotii *n. sp.*, R. megalospora *n. sp.*, R. *mastoidiformis* R. coffeae *n. sp.*, R. lobayensis *n. sp. y* R. echinocarpa *n. sp.*

Estudiáronse cada una de estas especies, y más detenidamente las plagas. Este estudio incluye : distribución geográfica, plantas-huéspedes, descripción de los síntomas en cafetos, estudio microscópico de las formas conidianas y ascosporadas, taxonomía, propagación del hongo y modo de penetración, condiciones favorables al desarrollo, importancia de los daños a los cafetos, medios de control preventivo y curativo aplicados experimentalmente y también medios indicados por varios autores.

228 *referencias bibliográficas.*

Impr. JOUVE, 15, rue Racine, Paris. — 1-1957